

**Haltung und Erkrankungen von Straußenvögeln  
unter besonderer Berücksichtigung der Verhältnisse in  
Deutschland**

von Susanne Thiel



Inaugural-Dissertation zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

**Haltung und Erkrankungen von Straußenvögeln  
unter besonderer Berücksichtigung der Verhältnisse in  
Deutschland**

von Susanne Thiel  
aus Zwickau

München 2017



Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

## **Lehrstuhl für Aviäre Medizin und Chirurgie**

Arbeit angefertigt unter der Leitung von Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korb



**Gedruckt mit der Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München**

**Dekan:** Univ.-Prof. Dr. Joachim Braun

**Referent:** Univ.-Prof. Dr. Rüdiger T. Korbel

**Korreferent:** Priv.-Doz. Dr. Veronika Goebel

Tag der Promotion: 11. Februar 2017



Meinen Eltern



## Inhaltsverzeichnis

<b>Inhaltsverzeichnis</b> .....	<b>XI</b>
<b>Abkürzungsverzeichnis</b> .....	<b>XXI</b>
<b>1. Einleitung</b> .....	<b>1</b>
<b>2. Charakterisierung von Straußenvögeln</b> .....	<b>3</b>
<b>2.1. Palaeontologie</b> .....	<b>3</b>
<b>2.2. Zoologische Einordnung</b> .....	<b>4</b>
<b>2.3. Habitate</b> .....	<b>6</b>
<b>2.4. Geschichtliche Hintergründe von Zimbabwe bis in die Kapregion</b> .....	<b>6</b>
<b>2.5. Entwicklung in Südafrika</b> .....	<b>7</b>
<b>2.6. Entwicklung in anderen Ländern</b> .....	<b>8</b>
<b>3. Anatomie der Straußenvögel</b> .....	<b>9</b>
<b>3.1. Haut und Hautanhangsorgane</b> .....	<b>9</b>
<b>3.2. Muskulatur der Ratiten</b> .....	<b>10</b>
<b>3.3. Skelettsystem</b> .....	<b>10</b>
<b>3.4. Verdauungssystem</b> .....	<b>11</b>
<b>3.5. Respiratorisches System</b> .....	<b>12</b>
<b>3.6. Herz-Kreislauf-System</b> .....	<b>13</b>
<b>3.7. Reproduktionssystem</b> .....	<b>14</b>
<b>3.8. Sinnesorgane</b> .....	<b>15</b>
<b>3.9. Nervensystem</b> .....	<b>15</b>
<b>4. Physiologie</b> .....	<b>17</b>
<b>4.1. Osmoregulation</b> .....	<b>17</b>
4.1.1. Wasserverbrauch und turnover-Rate .....	<b>17</b>
4.1.2. Nierenfunktion.....	<b>19</b>
4.1.3. Rolle des Verdauungstrakts .....	<b>20</b>
4.1.4. Funktion der nasalen Drüsen .....	<b>22</b>

---

<b>4.2. Körpertemperatur und Thermoregulation</b> .....	23
<b>4.3. Lungen-Luftsack-System</b> .....	25
<b>4.4 Endokriner Metabolismus</b> .....	26
4.4.1. Hormonelle Osmoregulation.....	26
4.4.2. Prolactin .....	27
4.4.3. Wachstumshormon .....	28
4.4.4. Zirbeldrüse .....	29
<b>5. Fütterung der Ratiten</b> .....	<b>31</b>
<b>5.1. Anatomie des Gastrointestinaltraktes der Ratiten</b> .....	32
<b>5.2. Wasser</b> .....	34
<b>5.3. Proteine und Aminosäuren</b> .....	35
<b>5.4. Fett</b> .....	36
<b>5.5. Kohlenhydrate und Rohfaser</b> .....	36
<b>5.6. Vitamine</b> .....	37
<b>5.7. Mineralstoffe</b> .....	39
<b>5.8. Grit</b> .....	42
<b>5.9. Nutritive Bedürfnisse wachsender Tiere</b> .....	42
<b>5.10. Nutritive Bedürfnisse von Adulttieren</b> .....	44
<b>6. Verhalten</b> .....	<b>45</b>
<b>6.1. Sozialverhalten</b> .....	45
6.1.1. Freilebende Tiere .....	45
6.1.2. Farmmäßig gehaltene Tiere .....	45
<b>6.2. Verhalten von Adulttiere</b> .....	46
<b>6.3. Ernährungs- und Ausscheidungsverhalten</b> .....	46
6.3.1. Freilebende Tiere .....	46
6.3.2. Farmmäßig gehaltene Tiere .....	47
<b>6.4. Fortpflanzungsverhalten</b> .....	48
<b>6.5. Verhalten von Jungtieren</b> .....	50

---

<b>6.6. Komfortverhalten</b> .....	51
<b>6.7. Verhaltensstörungen</b> .....	51
<b>7. Zucht und Genetik</b> .....	<b>53</b>
<b>7.1. Genetisches Material</b> .....	55
<b>7.2. Faktoren des genetischen Prozesses</b> .....	56
<b>7.3. Bewertung des genetischen Potentials</b> .....	58
<b>7.4. Brutsysteme</b> .....	58
<b>8. Reproduktion</b> .....	<b>61</b>
<b>8.1. Anatomie</b> .....	61
8.1.1. weibliche Tiere .....	61
8.1.2. männliche Tiere .....	62
<b>8.2. Physiologie und Verhalten</b> .....	63
8.2.1. männliche Tiere .....	63
8.2.2. weibliche Tiere .....	63
<b>8.3. Eibildung</b> .....	64
<b>8.4. Zuchtmanagement</b> .....	65
<b>8.5. Zuchtfehler</b> .....	65
<b>8.6. Züchterkrankungen</b> .....	66
8.6.1. Bakterielle Infektionen.....	67
8.6.2. Eidotterperitonitis .....	68
8.5.3. Virale Infektionen .....	69
8.6.4. Legenot.....	69
8.6.5. Ovarialzysten .....	69
8.6.6. Tumorerkrankungen.....	70
8.6.7. Prolaps.....	70
8.6.8. Deformierte Eier.....	71
<b>9. Brut</b> .....	<b>73</b>
<b>9.1. Eischale</b> .....	73

---

<b>9.2. Eiproduktion</b> .....	75
<b>9.3. Fertilität</b> .....	76
<b>9.4. Embryonalentwicklung</b> .....	76
<b>9.5. Mikrobielle Kontamination</b> .....	77
<b>9.6. Lagerung</b> .....	78
<b>9.7. Temperatur</b> .....	80
<b>9.8. Wasseraustausch</b> .....	81
<b>9.9. Sauerstoff- und Kohlenstoffdioxidaustausch</b> .....	83
<b>9.10. Ventilation</b> .....	84
<b>9.11. Management des Schlupfapparates</b> .....	85
<b>9.12. Bruteiqualität</b> .....	85
9.12.1. Genetik.....	85
9.12.2. Eigröße.....	86
9.12.3. Fütterung der Zuchttiere.....	86
9.12.4. Erkrankungen.....	87
<b>9.13. Handling der Eier</b> .....	87
9.13.1. Sammeln der Eier .....	87
9.13.2. Reinigung und Desinfektion .....	88
<b>9.14. Bebrütung</b> .....	90
9.14.1. Position des Embryos.....	90
9.14.2. Wenden.....	91
9.14.3. Schieren .....	92
<b>9.15. Schlupf</b> .....	92
9.15.1. Positionierung der Eier und Wenden.....	92
9.15.2. Schlupfhilfe.....	93
9.15.3. Management nach dem Schlupf.....	94
<b>9.16. Brutprobleme (Tully, 1996)</b> .....	95

---

<b>10. Aufzuchtssysteme .....</b>	<b>97</b>
<b>10.1. Qualität der Küken.....</b>	<b>97</b>
<b>10.2. Dottersack.....</b>	<b>98</b>
<b>10.3. Wachstumsrate.....</b>	<b>100</b>
<b>10.4. Mortalitätsrate.....</b>	<b>101</b>
<b>10.5. Ständerdeformationen .....</b>	<b>102</b>
<b>10.6. Phase direkt nach dem Schlupf .....</b>	<b>104</b>
<b>10.7. Ammenaufzucht.....</b>	<b>105</b>
<b>10.8. Künstliche Aufzucht.....</b>	<b>106</b>
<b>10.9. weitere Aufzucht bis zur Schlachtung.....</b>	<b>108</b>
<b>10.11. Naturbrut und Aufzucht dieser Küken .....</b>	<b>109</b>
<b>10.12. Veterinärmedizinische Aspekte bei der Aufzucht.....</b>	<b>109</b>
<b>10.13. Aufstallung direkt nach dem Schlupf .....</b>	<b>115</b>
<b>10.14. Temperatur.....</b>	<b>115</b>
<b>10.15. Ventilation .....</b>	<b>116</b>
<b>10.16. Untergrund.....</b>	<b>117</b>
<b>10.17. Management.....</b>	<b>117</b>
<b>10.18. Hygiene und Biosicherheit .....</b>	<b>117</b>
<b>11. Haltung von Ratiten in Deutschland.....</b>	<b>119</b>
<b>11.1. Handlungsgrundsätze .....</b>	<b>119</b>
<b>11.2. Außengehege.....</b>	<b>120</b>
<b>11.3. Ställe und Unterstände .....</b>	<b>122</b>
<b>12. Handling von Straußenvögeln .....</b>	<b>125</b>
<b>12.1. Handling von Küken.....</b>	<b>125</b>
<b>12.2. Handling von Jung- und Adulttieren.....</b>	<b>125</b>
<b>13. Transport .....</b>	<b>127</b>
<b>14. Gesetzliche Grundlagen .....</b>	<b>131</b>

---

<b>15. Probennahme und Applikationstechniken.....</b>	<b>135</b>
<b>15.1. Blutentnahme.....</b>	<b>135</b>
<b>15.2. weitere Proben.....</b>	<b>137</b>
<b>15.3. Applikationstechniken.....</b>	<b>138</b>
15.3.1. subkutane Injektion.....	138
15.3.2. intramuskuläre Injektion.....	138
15.3.3. weitere Applikationstechniken.....	138
<b>16. Hämatologie und Organwerte der Straußenvögel.....</b>	<b>139</b>
<b>16.1. Hämatologie des aviären Blutes.....</b>	<b>139</b>
16.1.1. Leukozyten.....	139
16.1.1.1. Granulozyten.....	140
16.1.1.2. Mononukleäre Zellen.....	140
16.1.2. Thrombozyten.....	141
16.1.3. Erythrozyten.....	141
16.1.3.1. Anisozytose.....	141
16.1.3.2. Anämie.....	141
<b>16.2. Blutchemische Parameter.....</b>	<b>142</b>
16.2.1. Harnsäure.....	142
16.2.2. Kreatinin.....	143
16.2.3. Harnstoff.....	143
16.2.4. Calcium.....	143
16.2.5. Phosphor.....	144
16.2.6. Glukose.....	144
16.2.7. Totalprotein.....	144
16.2.8. Gallensäuren.....	144
<b>16.3. Enzyme.....</b>	<b>145</b>
16.3.1. Lactatdehydrogenase.....	145
16.3.2. Aspartat-Transaminase.....	145

---

16.3.3. Alanin-Transaminase .....	145
16.3.4. Kreatinkinase .....	146
16.3.5. Alkalische Phosphatase .....	146
16.3.6. Gamma-Glutamyl-Transferase.....	146
16.3.7. Amylase und Lipase.....	146
<b>16.4. Elektrolyte .....</b>	<b>147</b>
<b>17. Nichtinfektiöse Erkrankungen .....</b>	<b>149</b>
17.1. Embryonale Fehllagen .....	149
17.2. Mineralisation der Nieren.....	149
17.3. Deformationen des Halses zum Zeitpunkt des Schlupfes .....	150
17.4. Tumbling chick syndrome .....	150
17.4. Osteochondrosis dissicans.....	151
17.5. Verkrümmungen der Zehen .....	151
17.6. Slipped Tendons.....	151
17.7. Prolaps der Kloake .....	152
17.8. Erkrankungen des Herz-Kreislauf-Systems .....	152
17.9. Ernährungsfehler.....	153
17.10. Häufige Nebenwirkungen eingesetzter Agentien .....	154
17.11. Fütterungsbedingte Intoxikationen.....	154
17.12. weitere nichtinfektiöse Erkrankungen .....	155
<b>18. Infektionserkrankungen .....</b>	<b>157</b>
<b>18.1. Bakterielle Erkrankungen .....</b>	<b>157</b>
18.1.1. Salmonellose .....	157
18.1.2. Rotlauf.....	158
18.1.3. Colibacellose.....	159
18.1.4. Omphalitis .....	161
18.1.5. Mycobacteriosen.....	161
18.1.6. Chlamydiose .....	163

---

18.1.7. Clostridiose .....	164
18.1.8. Coryza contagiosa .....	165
18.1.9. Bacillus anthracis .....	167
18.1.10. Nekrotisierende Typhlitis der Nandus.....	168
<b>18.2. Viruserkrankungen .....</b>	<b>169</b>
18.2.1. Aviäre Influenza .....	169
18.2.2. Newcastle Disease.....	171
18.2.3. Adenovirus .....	172
18.2.4. Infektiöse Bursitis (Infectious Bursal Disease, IBD) .....	173
18.2.5. Pocken der Strauße .....	174
18.2.6. Virale Enteritis .....	176
18.2.7. Borna disease .....	177
18.2.8. Krim-Kongo-Fieber (Crimean-Congo haemorrhagic fever).....	177
18.2.9. Westliche und Östliche Equine Encephalomyelitis .....	178
18.2.10. Spongiforme Enzephalopathie .....	178
<b>18.3. Mykotische Erkrankungen .....</b>	<b>179</b>
18.3.1. Aspergillose.....	179
18.3.2. Zygomycose.....	180
18.3.3. Candidiose .....	181
18.3.4. Megabakteriose.....	182
18.3.5. Dermatitis .....	183
<b>18.4. Parasitosen .....</b>	<b>183</b>
18.4.1. Ektoparasiten .....	183
18.4.2. Endoparasiten .....	185
18.4.3. Egel.....	187
18.4.4. Protozoen.....	187
18.4.4.1. Leukozytozoon und Plasmodien .....	187
18.4.4.2. Rickettsien.....	188

---

18.4.4.3. Kokzidien .....	188
18.4.4.4. Flagellaten.....	188
18.4.4.5. Balantidium und Blastocystis .....	189
<b>19. Operationstechniken .....</b>	<b>191</b>
<b>19.1. Hysterotomie.....</b>	<b>191</b>
<b>19.2. Amputation des Dottersacks.....</b>	<b>192</b>
<b>19.3. Wundmanagement .....</b>	<b>193</b>
<b>19.4. Orthopädische Eingriffe.....</b>	<b>195</b>
19.4.1. Entwicklungsbedingte orthopädische Erkrankungen.....	195
19.4.2. Traumatisch bedingte orthopädische Erkrankungen.....	196
<b>20. Diskussion.....</b>	<b>199</b>
<b>21. Zusammenfassung .....</b>	<b>199</b>
<b>22. Summary.....</b>	<b>208</b>
<b>Literaturverzeichnis .....</b>	<b>209</b>
<b>Anhang I: Mindestmaße für die Haltung von Straußen.....</b>	<b>233</b>
a. Flächen für Außengehege .....	233
b. Abmessungen für Ställe und Unterstände .....	234
<b>Anhang II: Mindestmaße für die Haltung von Emus .....</b>	<b>235</b>
a. Flächen für Außengehege .....	235
b. Abmessungen für Ställe und Unterstände .....	236
<b>Anhang III: Mindestmaße für die Haltung von Nandus .....</b>	<b>237</b>
a. Flächen für Außengehege .....	237
b. Abmessungen für Ställe und Unterstände .....	238
<b>Anhang V: Bilder .....</b>	<b>239</b>
<b>Anhang VI: Abbildungsverzeichnis .....</b>	<b>249</b>
<b>Anhang VII: Tabellenverzeichnis .....</b>	<b>251</b>
<b>Anhang VIII: Danksagung.....</b>	<b>252</b>



## Abkürzungsverzeichnis

ADF	-	acid-detergent fibre
ALT	-	Alanin-Transaminase
AP	-	Alkalische Phosphatase
AST	-	Aspartat-Transaminase
CK	-	Creatinkinase
EDTA	-	Ethylendiamintetraessigsäure
G	-	Gauge
GGT	-	Gamma-Glutamyl-Transferase
GHRH	-	growth hormone-releasing hormone
GIT	-	Gastrointestinaltrakt
GOT	-	Glutamat-Oxalacetat-Transaminase
GPT	-	Glutamat-Pyruvat-Transaminase
Gr.	-	Größe
F	-	Fahrenheit
HA	-	Hämagglutinin
IGF	-	insulin-like growth factor
kg	-	Kilogramm
km <sup>2</sup>	-	Quadratkilometer
km/h	-	Kilometer pro Stunde
LDH	-	Lactatdehydrogenase
LH	-	Luteinisierendes Hormon
MCV	-	mean corpuscular volume
ME/kg	-	Metabolische Energie pro Kilogramm
MJ	-	Megajoule

mOsm	-	Milliosmol
NA	-	Neuraminidase
NDF	-	neutral-detergent fibre
PCR	-	Polymerase-Kettenreaktion
S. c.	-	Struthio camelus
ssp.	-	Subspezies
TRH	-	thyrotropin releasing-hormone
US	-	Untersuchung
var.	-	varians
VIP	-	vasoactive intestinal polypeptide

## 1. Einleitung

Die Straußenhaltung in Deutschland verzeichnet seit Jahren ein deutliches Wachstum, die Verwendung der Tiere erstreckt sich hierbei von landwirtschaftlich gehaltenen Nutztieren zur Fleisch-, Leder- und Eierproduktion über die Zurschaustellung in zoologischen Einrichtungen bis hin zu einer Haltung als Schau- und Hobbytiere. Dies bedingt einen steigenden Bedarf an Informationen bezüglich der Haltung von Ratiten und damit verbundenen Aspekten wie Fütterung, Stallbau, Gestaltung der Außengehege, Brut und Aufzucht der Tiere, aber auch der Prävention von Erkrankungen sowie der Behandlung der Vögel im Krankheitsfall. Seit Beginn der Haltung von Ratiten in Deutschland Anfang der 90er Jahre des letzten Jahrhunderts wird diese vor allem in Hinblick auf tierschutzrechtliche Aspekte kontrovers diskutiert. Im Rahmen von wissenschaftlichen, praxisorientierten Untersuchungen sowie Erfahrungen langjähriger Straußenhalter sowohl in Deutschland wie auch in den Hauptländern der Straußenhaltung Südafrika, Israel und den USA konnte eine Vielzahl an Erkenntnissen gewonnen werden, welche jedoch nur begrenzt als umfassende Sammlung an Informationen zur Verfügung steht. Zudem sind nur etwa 10% der Erkrankungen bei Laufvögeln primär durch Infektionserreger bedingt, 90% jedoch auf Haltungs- und Managementfehler zurück zuführen (Kreibich, 1995). Es ist daher sowohl für Tierhalter wie auch für bestandsbetreuende Tierärzte von besonderer Bedeutung, Kenntnisse über die Bedürfnisse der Tieren und die Anforderungen an eine art- und tierschutzgerechte Haltung zu erlangen, um einen gesunden, leistungsfähigen Bestand erhalten und eine bestmögliche Haltung der Tiere gewährleisten zu können.

Ziel dieser Arbeit ist es, die entsprechenden Informationen für in Deutschland gehaltene Straußenvögel zu sammeln und darzustellen. Hierbei sollen neben tierspezifischen Parametern (Anatomie, Physiologie und Ethologie) und haltungsbedingte Aspekte vor allem auch Erkrankungen der Laufvögel näher betrachtet werden.



## 2. Charakterisierung von Straußenvögeln

Bei den Afrikanischen Straußen handelt es sich um die größte derzeit lebende Vogelspezies mit einer Höhe von bis zu 2,75 m und einem Gewicht von bis zu 150 kg (Deeming, 1999). Das Deckgefieder der männlichen Tiere ist schwarz, die Schwanz- und Schwungfedern weiß, Hennen hingegen besitzen ein braunes Gefieder, welches jedoch unterschiedliche Schattierungen aufweisen kann. Dies stellt eine Anpassung an ihren natürlichen Lebensraum dar, da die Gefiederfarbe zur Tarnung während der Brut beiträgt. Jungtiere ähneln meist den Hennen, ihr Gefieder färbt sich in der Regel in einem Alter von 9 bis 10 Monaten um, sodass erst ab diesem Zeitpunkt der phänotypische Geschlechtsdimorphismus deutlich wird. Küken zeichnen sich durch ein gestreiftes Federkleid aus mit einem braunen bis gelblich-ockerfarbenen Grundton und schwarzen Streifen auf dem Rücken.

Straußenvögel sind flugunfähig, sie verbringen einen Großteil ihrer Zeit mit der Futtersuche und dem Abschreiten ihres Revieres, zeichnen sich in Gefahrensituationen jedoch auch durch sehr schnelle Sprints aus. Hierbei können sie Geschwindigkeiten von bis zu 70 km/h erreichen (Cramp, 1977), der anatomische Aufbau der Beine der Laufvögel reflektiert die Laufleistung dieser Tiere.

### 2.1. Palaeontologie

Eine genaue palaeontologische Einordnung der Ratiten erweist sich als sehr schwierig. Funde von diversen Fossilien legen die Vermutung nahe, dass straußenähnliche Vögel einst im afrikanischen sowie eurasischen Raum weit verbreitet waren und sich von mediterranen Gebieten bis nach Indien und China ausgebreitet haben (Swinton, 1975), wobei ihr genauer Ursprung noch nicht eindeutig geklärt werden konnte. So wird häufig diskutiert, ob sich die Strauße in Afrika entwickelt und über Eurasien ausgebreitet haben oder umgekehrt.

## 2.2. Zoologische Einordnung

Die zoologische Einordnung der Ratiten stellt sich wie folgt dar (ITIS Report, 2016):

Klasse:	<i>Aves</i>
Ordnung:	<i>Struthioniformes</i>
Familie:	<i>Struthionidae</i>
Gattung:	<i>Struthio</i> Linnaeus, 1758
Spezies:	<i>Struthio camelus</i> Linnaeus, 1758
Subspezies:	<i>Struthio camelus australis</i> Gurney, 1868
Subspezies:	<i>Struthio camelus camelus</i> Linnaeus, 1758
Subspezies:	<i>Struthio camelus massaicus</i> Neumann, 1898
Subspezies:	<i>Struthio camelus syriacus</i> Rothschild, 1919
Familie:	<i>Dromaiidae</i>
Gattung:	<i>Dromaius</i> Vieillot, 1816
Spezies:	<i>Dromaius novaehollandiae</i> (Latham, 1790)
Subspezies:	<i>Dromaius novaehollandiae novaehollandiae</i> (Latham, 1790)
Familie:	<i>Casuariidae</i>
Gattung:	<i>Casuaris</i> Brisson, 1760
Spezies:	<i>Casuaris bennetti</i> Gould, 1857
Subspezies:	<i>Casuaris bennetti bennetti</i> Gould, 1857
Subspezies:	<i>Casuaris bennetti papuanus</i> Schlegel, 1871
Subspezies:	<i>Casuaris bennetti westermanni</i> P. L. Sclater, 1874
Familie:	<i>Rheidae</i>
Gattung:	<i>Rhea</i> Brisson, 1760
Spezies:	<i>Rhea americana</i> (Linnaeus, 1758)
Subspezies:	<i>Rhea americana albescens</i> <i>Lynch Arribálzaga &amp; Holmberg, 1878</i>
Subspezies:	<i>Rhea americana americana</i> (Linnaeus, 1758)
Subspezies:	<i>Rhea americana araneipes</i> Brodkorb, 1938
Subspezies:	<i>Rhea americana intermedia</i> Rothschild & C. Chubb, 1914
Subspezies:	<i>Rhea americana nobilis</i> Brodkorb, 1939
Spezies:	<i>Rhea pennata</i> d'Orbigny, 1834 – Lesser Rhea
Subspezies:	<i>Rhea pennata garleppi</i> (C. Chubb, 1913)
Subspezies:	<i>Rhea pennata pennata</i> d'Orbigny, 1834
Subspezies:	<i>Rhea pennata tarapacensis</i> (C. Chubb, 1913)

<i>Familie:</i>	<i>Apterygidae</i>
<i>Gattung:</i>	<i>Apteryx Shaw, 1813</i>
<i>Spezies:</i>	<i>Apteryx australis Shaw, 1813</i>
<i>Subspezies:</i>	<i>Apteryx australis australis Shaw, 1813</i>
<i>Subspezies:</i>	<i>Apteryx australis lawryi Rothschild, 1893</i>
<i>Spezies:</i>	<i>Apteryx haastii Potts, 1872</i>
<i>Spezies:</i>	<i>Apteryx mantelli Bartlett, 1852</i>
<i>Spezies:</i>	<i>Apteryx owenii Gould, 1847</i>
<i>Spezies:</i>	<i>Apteryx rowi Tennyson, Palma, Robertson, Worthy &amp; B.J.Gill, 2003</i>

Die Erstbeschreibung der Afrikanischen Strauße, welche aufgrund einiger Ähnlichkeiten zu Dromedarartigen in manchen Ländern umgangssprachlich auch als „Kamelvögel“ bezeichnet werden, erfolgt 1758 als *Struthio camelus* durch den Wissenschaftler Linnaeus (Bertram, 1992). Derzeit existieren 4 Subspezies, welche alle auf dem afrikanischen Kontinent beheimatet sind. Zu diesen zählen der Nordafrikanische Strauß *S. c. camelus*, der Südafrikanische Strauß *S. c. australis*, der Massai-Strauß *S. c. massaicus* sowie der Syrische Strauß *S. c. molybdophanes*. Die Subspezies *S. c. syriacus* (Rothschild) lebte ursprünglich in der Syrischen Wüste und Nordarabien, wurde jedoch durch unkontrollierte Bejagung ausgerottet. Das letzte dieser Tiere wurde 1941 erlegt (Cramp, 1977). Swart beschrieb 1988 die Hybridform, welche hauptsächlich auf den Farmen genutzt wird, als *S. c. var. Domesticus* (Swart, 1988). Diese Tiere, welche sich im Rahmen eines Zuchtprogrammes, das Anfang des letzten Jahrhunderts etabliert wurde, entwickelten, zeichnet sich durch eine schmale Statur, eine gut entwickelte Federstruktur sowie ein umgängliches Verhalten aus. Sie werden häufig als Schwarzhalsstrauße bezeichnet. Als Rothalsstrauße gelten vor allem Tiere, welche der Subspezies *S. c. massaicus* angehören, teilweise werden aber auch Individuen der Subspezies *S. c. camelus* diesen zugeordnet. Unter dem Begriff Blauhalsstrauß werden häufig Vögel der Subspezies *S. c. australis* verstanden, wobei auch hier einige Tiere von der Subspezies *S. c. molybdophanes* abstammen (Deeming, 1999).

1993 untersuchten Freitag und Robinson die phylogenetischen Muster der verschiedenen wildlebenden Subspezies, indem sie Unterschiede in der mitochondrialen DNA detektierten und bewerteten. Die Ergebnisse dieser Untersuchungen korrelierten mit der oben beschriebenen Einteilung der verschiedenen Subspezies. Bei *S. c. australis* wurde bei Individuen der verschiedenen Regionen eine geringe genetische Diversität beobachtet, was auf einen gewissen historischen Kontakt zwischen verschiedenen lokalisierten Populationen

hinweist. Im Gegensatz dazu wurden deutliche Unterschiede zwischen Tieren der ostafrikanischen Subspezies (*S. c. molybdophanes* und *S. c. massaicus*) und denen der nordafrikanischen Subspezies (*S. c. camelus*) gefunden. Der Äthiopische Grabenbruch scheint hierbei als effektive Barriere zwischen *S. c. camelus* und *S. c. molybdophanes* fungiert zu haben. Kenia besitzt keine solche physische Barriere zwischen *S. c. molybdophanes* und *S. c. massaicus*, jedoch scheint es aufgrund der ökologischen und ethologischen Unterschiede nur begrenzt zu Kreuzungen zwischen diesen beiden Subspezies zu kommen. Obwohl durch einen breiten Waldgürtel zwischen Tansania und Sambia getrennt, scheint es im Laufe ihrer Evolution immer wieder periodischen Kontakt zwischen Populationen von *S. c. massaicus* und *S. c. australis* gegeben zu haben.

### 2.3. Habitate

Wildlebende Strauße bevorzugen offene Habitate, welche Ebenen mit kurzem Gras sowie Halbwüsten aufweisen, sind jedoch auch in den Steppen der westlichen Sahara sowie den Wüstenflächen Namibias zu finden. Wenn möglich meiden sie Areale mit hohem Gras sowie dichte Wälder, durchqueren aber teilweise offenes Waldland. Die Vögel halten sich prinzipiell eher in tieferen Landschaften auf, höher gelegene Lagen bevölkern sie nur selten (Cramp, 1977). In Südafrika sind Strauße vor allem in trockenen Graslandschaften, semi-ariden Savannen, in der Kleinen Karoo sowie in den Fynbos der Küsten zu finden (Dean W. R. J., 1994). Diese Fynbos sind einzigartige Landschaften, welche so nur in Südafrika vorkommen und durch kleine Protea-Büsche gekennzeichnet sind.

### 2.4. Geschichtliche Hintergründe von Ägypten bis in die Kapregion

Erste Höhlenmalereien, welche Abbildungen von Straußen zeigen, können auf eine Zeit von 50.000 bis 10.000 v. Chr. datiert werden (Kreibich, 1995). In Afrika werden die Tiere bereits seit Jahrhunderten aufgrund ihres Fleisches von Buschmännern gejagt. Die leeren Eischalen werden seit langem schon als Lager- oder Trinkgefäße genutzt, zudem werden Bruchstücke der Schale bis heute von den Buscheinwohnern als Schmuckstücke getragen (Bertram, 1992). Bei den Assyrern galten die Tiere stets als heilig, assyrische Könige opferten sie daher häufig im Rahmen von zeremoniellen Ritualen (Laufer, 1926). Auch die ägyptische Kultur war stark von den Laufvögeln geprägt, sowohl die Federn wie auch die Eischalen sind Symbole der ägyptischen Hieroglyphen (Laufer, 1926). Ein Fries im Britischen Museum in London zeigt erwachsene Straußen, welche dem Pharao präsentiert werden, in einer Statue der Königin Arsinoe wurde diese auf einem Strauß reitend abgebildet und in einem Sarkophag der 18. Dynastie wurde ein mumifizierter Strauß

gefunden (Smit, 1963). Zudem wurde ein goldener Fächer Tutanchamuns gefunden, dessen Fahne von Straußenfedern gebildet und mit einem Abbild des Pharaos bei der Straußenjagd verziert wurde (Piper, 1994). Auch in der Bibel finden sich mehrere Verweise auf die Laufvögel: ebenso wie die Ägypter sah Salomon die Symmetrie der Straußenfedern als Symbol für Gleichheit und Gerechtigkeit. Zudem werden die Eischalen in koptischen und griechisch-orthodoxen Kirchen in Ornamenten verwendet und in Westafrika sollen sie Häuser vor Blitzeinschlägen schützen. Das Fleisch der Tiere galt jedoch im Alten Testament als unrein (Kreibich, 1995).

Kreuzritter brachten bei ihrer Rückkehr aus dem Mittleren Osten Straußenfedern nach Westeuropa mit, wo sie sich großer Beliebtheit bei europäischen Monarchen erfreuten. Noch heute zieren drei Straußenfedern die Coat of Arms des Britischen Prinzen von Wales (Smit, 1963).

## **2.5. Entwicklung in Südafrika**

Über Jahrhunderte hinweg wurde der Bedarf an Straußenfedern durch die Schlachtung dieser Tiere gedeckt, ohne ernsthafte Versuche, eine non-letale Methode für die Federgewinnung zu entwickeln. Die erste erfolgreiche Kunstbrut erfolgt 1857 in Algerien (Smit, 1963), woraufhin Anfang der 1860er Jahre in der Karoo und der östlichen Kap-Provinz Südafrikas die ersten Strauße in Gefangenschaft gehalten und gezüchtet wurden, um diese für die Federproduktion zu nutzen (Jensen, 1992). Die Erfindung eines Brutapparates speziell für Straußeneier von Arthur Douglas 1869 bot schließlich einen großen Anreiz für die farmmäßige Haltung und Zucht dieser Tiere (Smit, 1963). Die Gewinne, welche durch die Vermarktung von Straußenfedern erzielt werden konnten, führten zu einer rasanten Entwicklung der Straußenhaltung in Südafrika, vor allem in der Region von Oudtshoorn in der Kleinen Karoo. Abgesehen von zwei Einbrüchen des Marktes zwischen 1883 – 1890 und 1894 – 1899 entwickelte sich die Straußenhaltung bis in die ersten Jahre des 20. Jahrhunderts explosionsartig. Parallel stieg auch der Erlös für Federn und im Jahr 1913 stellten diese das vierthöchste Exportgut Südafrikas dar (Smit, 1963). Mit Einsatz des 1. Weltkrieges jedoch kollabierte der Federmarkt und die Anzahl der farmmäßig gehaltenen Tiere sank rapide ab, dies führte beinahe zu einem kompletten Erliegen der Straußenhaltung in Südafrika (Smit, 1963). Nach dem Ende des Krieges stieg die Nachfrage nach Federprodukten langsam wieder an und auch eine steigende Produktion von Trockenfleisch konnte registriert werden. Während der frühen 50er Jahre des letzten Jahrhunderts entwickelte sich zudem ein Markt für Straußenleder, zu dieser Zeit handelte es sich hierbei um ein Luxusprodukt. Auch heute stellt es immer noch ein wichtiges Erzeugnis dar, jedoch wurde in den letzten Jahrzehnten auch das Fleisch der Strauße zu einem immer

bedeutenderen Produkt und die Farmhaltung der Tiere erfreut sich einer wachsenden Beliebtheit in Südafrika (Deeming, 1999).

### **2.6. Entwicklung in anderen Ländern**

Aufgrund des Interesses an Straußenfedern auch in anderen Ländern wurden Tiere in die USA, nach Europa, Nordafrika, Südamerika und Australien exportiert (Bertram, 1992), (Jensen, 1992). In Folge dessen wurde 1906 ein Exportverbot von lebenden Straußen und Eiern durch die Südafrikanische Regierung erlassen, um den eigenen Markt zu schützen (Smit, 1963). Nach den Einbrüchen des Marktes wurden die meisten Tiere geschlachtet, 1921 gab es in den USA nur noch 231 Strauße (Drenowatz, 1995). Farmmäßig gehaltene Strauße in Australien wurden zumeist frei gelassen und bildeten halbwilde Populationen (Simpson, 1989). Seit der Mitte der 80er Jahre erlebt die Straußenhaltung eine Renaissance, obwohl Farmen außerhalb Südafrikas in der Regel eine vergleichsweise geringe Größe aufweisen, nur wenige Betriebe mit größeren Tierbeständen existieren in den USA, Australien und Europa (Deeming, 1996). Auch Israel hat eine signifikante Straußenindustrie aufbauen können, ihre Schlachtzahlen sind nach Südafrika die zweithöchsten der Welt.

Das Interesse an Laufvögeln in den USA und Kanada wurde durch den Import von Vögeln und Eiern erneut gesteigert (Drenowatz, 1995), der sich entwickelnde Markt zielt hauptsächlich auf die Produktion von Schlachttieren ab (Deeming, 1996). Auch in Australien hat sich wieder eine Straußenindustrie entwickelt, obwohl hier nur mit einem limitierten Genpool gearbeitet werden konnte, welcher aus den halbwilden Straußen generiert wurde. Ebenso wie in den USA ist auch hier das Hauptvermarktungsprodukt das Fleisch der Tiere (Deeming, 1996). Die meisten europäischen Länder weisen eine sich entwickelnde Laufvogelhaltung seit ca. 1990 auf, diese basiert hauptsächlich auf Tieren, welche aus Afrika und Israel importiert wurden (Deeming, 1999).

### 3. Anatomie der Straußenvögel

Ratiten sind flugunfähige Vögel. Die Größe und andere allgemeine Charakteristika sind in Tabelle 1 aufgelistet.

	<b>Afrikanischer Strauß</b>	<b>Emu</b>	<b>Nandu</b>
<b>Zoologischer Name</b>	Struthio camelus sp.	Dromaius novaehollandiae	Rhea americana
<b>Herkunft u. Lebensraum</b>	Wüsten und Halbwüsten, afrikanische Savanne, Gras- und Bergland	Australische Steppen, Trockenwälder	Südamerikanische Grasebene, Nähe Sumpf oder Wasser mit hoher Vegetation
<b>Klimatoleranz</b>	verträgt große Klimaschwankungen	an raues Klima angepasst	winterhart
<b>Laufgeschwindigkeit</b>	50 – 70 km/h	bis 50 km/h	Bis 60 km/h
<b>Körpergröße</b>	2,1 – 2,8 m	1,7 – 1,9 m	1,4 – 1,7 m
<b>Körpergewicht</b>	130 – 150 kg	bis 55 kg	ca. 25 kg
<b>Lebenserwartung</b>	bis 50 Jahre	bis 32 Jahre	bis 40 Jahre
<b>Geschlechtsreife</b>	3 – 4 Jahre	2 – 3 Jahre	2 – 3 Jahre
<b>Gruppengröße in der Brutzeit</b>	1 Hahn mit bis zu 5 Hennen	1 Hahn mit mehreren Hennen	1 Hahn mit 5 – 10 Hennen
<b>Gelegegröße</b>	10 – 40 Eier	9 – 12 (- 20) Eier	20 – 30 (- 50) Eier
<b>Brutdauer</b>	42 Tage	56 Tage	40 Tage
<b>Dauer des Führens</b>	9 – 12 Tage	5 – 18 Monate	bis 6 Monate

Tabelle 1: Allgemeine Charakteristika der Ratiten

#### 3.1. Haut und Hautanhangsorgane

Seit Jahrhunderten wird die Haut der Strauße zur Lederherstellung genutzt. Die Federn der Strauße haben keine Häkchen, welche die Filamente, die am zentralen Federschaft befestigt sind, stabilisieren. Dadurch weisen sie eher Ähnlichkeiten zu Haaren als zu den Federn anderer Vögel auf. Die Federn von Emus und Kasuaren haben einen Doppelschaft. Die Verteilung der Federn ist nicht gleichmäßig über den kompletten Körper, vielmehr sind sie auf bestimmte Federraine (Pterylae) beschränkt. Die Ständer der Strauße sind unbefiedert, die anderer Ratiten weisen eine Befiederung bis zum Metatarsus auf. Dermale Polster sind an strategischen Punkten zur Reduktion des Druckes durch das Körpergewicht der Tiere verteilt. Verweilen die Tiere auf dem Tarsometatarsus, so ist das proximale Ende des Metatarsalknochens durch ein plantares Kissen geschützt. Dieses kann bei Afrikanischen Straußen eine Dicke von 1 cm x 5 cm x 12 cm aufweisen. Dermale Polster sind zudem über dem Großteil des ventralen Sternums (1 cm x 8 cm x 11 cm) lokalisiert. Diese tragen das Körpergewicht, wenn das Tier in sternaler Position verweilt. Bei Emus und

Nandus beträgt das Ausmaß dieses Polsters ca. 4 cm x 9 cm. Die Haut auf der Plantarseite der Zehen ist an eine aride, also trockene Umwelt angepasst. Bei Afrikanischen Straußen ist das dermale Polster verdickt und die epidermale Oberfläche ist dicht mit vertikalen Lamellen aus verhorntem Gewebe besetzt. Bei anderen Ratiten sind diese plantaren Polster einfache Verdickungen der Haut. Die große Zehe der Strauße hat einen prominenten Nagel, jener der kleineren Zehe ist weniger gut ausgebildet. Die Zehennägel anderer Ratiten sind teilweise deutlich schärfer als die der Strauße. Der mittlere Nagel der Kasuare ist 12 cm lang und speziell an die Funktion als Waffe für Rang- und Verteidigungskmpfe angepasst. Einzigartig bei Kasuaren auftretend ist eine Hornplatte knöchernen Ursprungs am Vorderkopf, bei welcher es sich unter Umständen um eine Adaption an die Bewegung durch den Regenwald handelt, welcher in dem natürlichen Habitat der Tiere sehr dicht ist (Tully, 1996).

### 3.2. Muskulatur der Ratiten

Abgesehen von der prominenten Oberschenkelmuskulatur gibt es nur sehr spärlich Gewebe für intramuskuläre Injektionen. Die Pectoralismuskulatur ist nur wenig bis gar nicht ausgebildet. Afrikanische Strauße nutzen zwar ihre Flügel für Verhaltensuerungen, jedoch sind die beteiligten Muskeln im Vergleich zu anderen Vögeln deutlich kleiner. Das Gebiet der Mittellinie des ventralen Abdomens besteht bei Straußen aus Aponeurosen der abdominalen Muskulatur, es ist also über ein Gebiet von ca. 19 cm auf beiden Seiten der Linea alba keine Muskulatur vorhanden. Bei Emus und Nandus ist der Musculus rectus abdominis auf beiden Seiten der Linea alba nur sehr dünn. Wird die Haut im Bereich der Linea alba eröffnet, findet sich zunächst eine minimale Schicht subkutanen Fettes, gefolgt von einer dichten fibrösen Schicht und dem darunter liegenden retroperitonealen Fettgewebe, welches bis zu 2 – 8 cm dick sein kann. Diese Fettschicht ist am besten bei Emus ausgebildet und stellt eine wertvolle lquelle dar. Im Rahmen einer Laparotomie sollte diese Schicht entfernt werden, bevor die darüber liegenden Gewebe verschlossen werden (Tully, 1996).

### 3.3. Skelettsystem

Der Name der Ratiten leitet sich vom lateinischen Wort *ratiss* ab, welches zu Deutsch „Floß“ bedeutet und sich auf die Form des Sternums dieser Tiere bezieht, welches sich deutlich von dem anderer Vogelarten unterscheidet. Es weist keine Carina sterni auf, weshalb die Tiere auch als Flachbrustvögel bezeichnet werden. Auch der Schultergürtel ist im Vergleich zum dem anderer Vogelarten deutlich modifiziert. So sind bei ausgewachsenen Tieren die Scapula, das Coracoid und die Clavicula beidseits miteinander verschmolzen und gehen

eine gelenkige Verbindung mit dem kranialen Sternum ein. Die Flügel der Strauße und Nandus sind in Relation zu ihrem Körper vergleichsweise groß, während sie bei Emus und Kasuaren eher rudimentär erscheinen. Die Suturen des Kopfes der Ratiten schließen sich nie vollständig. Afrikanische Strauße weisen einen Beckengürtel auf, bei dem die Ossa pubis über eine Symphyse verbunden sind. Im Gegensatz dazu ist das Becken von Emus und Nandus vergleichbar zu anderen Vogelarten offen (Tully, 1996).

### **3.4. Verdauungssystem**

Der Verdauungstrakt ist ähnlich dem anderer pflanzenfressender Vögel ausgebildet. Innerhalb der Flachbrustvögel zeigen sich deutliche Unterschiede, welche vor allem durch die verschiedenen Nahrungsquellen, die den Tieren in ihrem natürlichen Habitat zur Verfügung stehen, begründet sind, da diese die Entwicklung eines Verdauungstraktes, welcher die Nahrung optimal verwertet, in hohem Maße beeinflussen (Tully, 1996).

Der Ösophagus verläuft vergleichbar zu anderen Vogelarten auf der rechten Halsseite und weist bei Kontraktion zahlreiche longitudinale Falten auf. Dadurch ist es möglich, den Durchmesser der Speiseröhre bei Expansion deutlich zu vergrößern. Ein Kropf fehlt bei allen Ratiten, der Ösophagus mündet somit direkt in den Drüsenmagen. Der Drüsenmagen der Afrikanischen Strauße ist eine lange, dilatierete, dünnwandige Struktur, welche sich in der Abdominalhöhle befindet. Im Gegensatz zu den meisten anderen Vogelarten, bei welchen die komplette innere Oberfläche des Proventriculus Verdauungsenzyme produziert, ist die Zone, in welcher sich sekretorische Drüsen befinden, bei Ratiten auf einen bestimmten Bereich entlang der großen Krümmung begrenzt (Tully, 1996).

Der Muskelmagen der Strauße ist dickwandig und ähnelt denen körnerfressender Vögel. Er befindet sich leicht links der Körpermitte am kaudalen Ende des Sternums. Seine innere Oberfläche ist von einer dunklen Struktur, der sogenannten Koilinschicht überzogen. Sie wird aus Proteinen, welche von Drüsen im Muskelmagen produziert werden, sowie abgeschilferten Zellen gebildet. Ihre bräunliche bis grüne Farbe entsteht durch den Reflux von Gallenpigmenten aus dem Duodenum. Bei der Koilinschicht handelt es sich um eine physiologische Membran, welche im Rahmen eines operativen Eingriffes oder einer Sektion nicht als pathologisch bewertet werden darf, sie fehlt jedoch natürlicherweise bei Kasuaren (Tully, 1996).

Der Übergang aus dem Muskelmagen in den Dünndarm befindet sich bei allen Spezies auf der rechten Seite des Ventriculus. Bei Afrikanischen Straußen nehmen die Schlingen des

Dünndarmes die komplette linke Hälfte des kaudalen Abdomens ein. Im Vergleich dazu ist der Dünndarm der Nandus relativ kurz. Bei beiden Vogelarten ist das Ileum in das Mesenterium zwischen die paarigen Caeca eingelagert. Der Dünndarm des Emus hingegen beansprucht den Großteil des Abdomens kaudal des Muskelmagens. Dies ist vor allem durch einen deutlichen Längenunterschied begründet. So beträgt die Länge des Dünndarms bei Straußen ca. 36 m, bei Emus hingegen ca. 94 m, wobei dies als ein Hinweis auf die Anpassung des Verdauungstraktes des Emus an nährstoffreicheres Futter gewertet werden kann (Tully, 1996).

Der Übergang des Ileums in den Dickdarm wird bei allen Ratiten durch eine ileocecorectale Verbindung gebildet. Die paarigen Caeca der Strauße und Nandus besitzen spiralig angelegte Falten im Inneren ihres Lumen, wodurch der Eindruck einer Kammerung entsteht. Die Blinddärme der Emus und Kasuare, ebenfalls paarig angelegt, sind im Vergleich wesentlich kleiner und spielen nur eine geringe Rolle im Rahmen des Verdauungsprozesses. Das Colon des Straußes ist voluminös und nimmt die komplette rechte Seite des kaudalen Abdomens ein, die Größe dieses Darmabschnittes liegt in seiner Funktion begründet, da hier ein Hauptteil der Verdauung erfolgt (Tully, 1996).

Der Dickdarm endet im Coprodeum, beide Abschnitte sind durch eine Schleimhautfalte voneinander getrennt. Bei diesem handelt es sich um einen große dilatierte Kammer in der Kloake, welche meist eine dunkle, koilinähnliche Membran an ihrer lumenseitigen Oberfläche aufweist. Auch zum nachfolgenden Abschnitt der Kloake, dem Urodeum, ist sie durch eine Schleimhautfalte abgegrenzt. In dieser vergleichsweise kleinen Kammer enden die beiden Ureteren sowie der Oviduct bei weiblichen beziehungsweise die Vasa deferentia bei männlichen Tieren. Eine uroproctodeale Schleimhautfalte trennt beide Kompartimente unvollständig voneinander. Die Bursa Fabricii befindet sich dorsal des Proctodeums und besteht hauptsächlich aus lymphoidem Gewebe (Tully, 1996).

Kranial des Ventriculus findet sich die Leber, welche bei Straußen, im Gegensatz zu Nandus und Emus, keine Gallenblase aufweist (Tully, 1996).

### **3.5. Respiratorisches System**

Die Trachea besteht aus geschlossenen, jedoch sehr biegsamen, knorpeligen Trachealspangen. Beim Emu werden diese ca. 10 – 15 cm kranial der Apertura thoracica durch einen 6 – 8 cm langen Spalt an der ventralen Seite der Trachea unterbrochen. Bei Küken wird dieser Spalt durch eine dünne Membran überbrückt, aber wenn die Tiere

erwachsen werden, bildet sich eine dehnbare Aussackung von ca. 30 cm Länge. Wird Luft in diese Kammer geleitet, dehnt sich die Haut in diesem Bereich des Halses aus und ein boomendes Geräusch entsteht bei den weiblichen, ein eher knurrendes bei den männlichen Tieren. Diese Aussackung kann bei erwachsenen Tieren jedoch im Falle einer Inhalationsanästhesie zu Komplikationen führen, da sich hier ein Teil des eingeleiteten Gases ansammeln kann. Dies kann vermieden werden, indem der untere Halsbereich mit Hilfe einer elastischen Binde umwickelt wird, hierbei ist jedoch zu beachten, dass kein zu großer Druck auf die anliegenden Blutgefäße ausgeübt wird (Tully, 1996).

Die Intubation hingegen gestaltet sich bei erwachsenen Tieren einfach, da die Glottis vergleichsweise groß und leicht zugänglich ist. Die Größe eines endotrachealen Tubus, welcher für eine Anästhesie benötigt wird, kann durch Palpation der Trachea bestimmt werden. In der Regel sind Tuben mit einem Innendurchmesser von 18 mm für erwachsene Strauße geeignet (Tully, 1996).

Die Anatomie von Lunge und Luftsäcken ist bei allen Ratiten vergleichbar zu denen flugfähiger Vögel, jedoch sind im Gegensatz zu diesen bei Emus und Straußen die Femora die einzigen pneumatisierten Knochen (Tully, 1996).

Die Atemfrequenz eines erwachsenen Straußes beträgt in Ruhe 6 – 12 Atemzüge pro Minute, ist jedoch auch von klimatischen Faktoren abhängig. So kann sie bei Hitzestress auf eine Frequenz von 40 – 60 Atemzüge pro Minute steigen, wodurch es den Tieren möglich ist auch bei Außentemperaturen von 50 °C eine Körpertemperatur von 38 – 40 °C aufrecht zu erhalten. Dabei entwickelt sich bei Straußen keine respiratorische Alkalose, da ein Großteil der Luft über Shunts in die Hauptbronchien und Luftsäcke geleitet wird und somit die Lunge nicht passiert (Tully, 1996).

### **3.6. Herz-Kreislauf-System**

Ratiten weisen ein renales Pfortadersystem ähnlich dem anderer Vogelarten oder Reptilien auf. Die Regulation des venösen Blutflusses durch die Nieren erfolgt durch ein autonomes Nervensystem. Die Gabe nephrotoxisch wirkender Medikamente wie Aminoglycoside sollte daher nur unter besonderen Vorsichtsmaßnahmen erfolgen, da diese die Nieren in höherer Konzentration erreichen können, wenn sie in die Muskulatur der Ständer appliziert wird. Zudem können Substanzen wie Ketamin, deren Exkretion über die Nierentubuli erfolgt, ausgeschieden werden, bevor sie einen wirksamen Serumspiegel erreichen, sodass der gewünschte Wirkeffekt nicht eintritt.

Die Lage oberflächlicher Venen ist vor allem für Tierärzte von Bedeutung, da hier Blutproben entnommen oder Medikamente intravenös verabreicht werden können. Geeignete Stellen hierfür sowie die notwendigen Materialien und anzuwendenden Techniken sind im Abschnitt „Blutprobenentnahme und Applikationstechniken“ näher beschrieben.

Die Milz der Afrikanischen Strauße ist länglich oval und misst bei erwachsenen Tieren ca. 1,5 x 3 x 9 cm. Sie befindet sich in der rechten Hälfte der Abdominalhöhle, dorsolateral des Proventriculus. Die Lokalisation ist bei allen Ratiten ähnlich, jedoch ist die Milz bei Nandus mehr gebogen und bei Kasuaren erscheint sie eher flach und weist die Form eines irregulären Polygons auf (Tully, 1996).

### **3.7. Reproduktionssystem**

Wie bei anderen Vogelarten ist auch bei Ratiten in den meisten Fällen nur das linke Ovar ausgebildet. Auf dessen Oberfläche finden sich bei erwachsenen Hennen je nach aktuellem Stand des Reproduktionszyklus Follikel variierender Anzahl, welche einen Durchmesser von 1 bis 8 cm aufweisen. Das fächerförmige Infundibulum setzt sich in einem dünnwandigen Oviduct fort. Dieses ist ca. 118 cm lang und besitzt einen Durchmesser von 3cm. Daran anschließend findet sich der Uterus, ein dickwandiges, vergleichsweise weitlumiges Segment des Genitaltraktes, welches im Urodeum der Kloake mündet (Tully, 1996).

Die paarigen Hoden der männlichen Strauße, Nandus und Kasuare weisen eine hellbraune Farbe auf, die des Emus hingegen sind schwarz. Während der Paarungszeit nimmt ihre Größe deutlich zu (Tully, 1996).

Männliche Ratiten besitzen zudem eine dem Penis der Säugetiere ähnliche Struktur, welche als Phallus bezeichnet wird. Jedoch weist dieser keine Urethra auf und hat somit keine Funktion für den Harnabsatz, wie es bei dem Penis der Säugetiere der Fall ist. Der Phallus der Strauße und Kiwis liegt in unerigiertem Zustand normalerweise gefaltet am Boden des Proctodeums. Er weist einen Sulcus an seiner Dorsalseite auf. Nandus, Emus und Kasuare hingegen besitzen eine abgeteilte Tasche in ihrem Proctodeum, in welche der Phallus zurückgezogen wird. Aufgrund dieser speziellen anatomischen Begebenheiten ist das Kloakensexing bei diesen 3 Ratitenarten vergleichsweise schwierig, da das Einführen eines Fingers an die richtige Stelle zum Ausschachten des Phallus nicht so leicht ist wie beispielsweise bei Afrikanischen Straußen. Der ausgeschachtete, aber nicht erigierte Phallus des Nandus hat eine Länge von ca. 7 x 1,4 cm. Auch er besitzt einen Sulcus, über welchen das Sperma in die Kloake der Henne abgegeben wird. Der Phallus erwachsener Afrikanischer Strauße ist vergleichsweise groß, sodass er häufig den Großteil des

Proctodeums ausfüllt und ausgestülpt werden muss, um die Defäkation oder den Absatz von Urin zu ermöglichen. Wenn erigiert, erreicht er eine Länge von ca. 40 cm und beschreibt aufgrund einer Asymmetrie der fibrolymphatischen Schwellkörper eine leichte Abweichung nach links. Der weibliche Strauß besitzt einen rudimentären Phallus von ca. 3 cm Größe, welcher aus einer kleinen Erhöhung entspringt, die sich ebenfalls auf dem Boden des Proctodeums befindet. Im Unterschied zu dem der männlichen Tiere, bei denen er in zurückgezogenem Zustand gebogen liegt, ist das entsprechende Äquivalent der Hennen gerade und in seinem Querschnitt deutlich flacher. Auch weibliche Emus und Nandus besitzen eine Protuberanz am ventralen Bereich der Kloake, bei Kasuaren findet sich eine entsprechende Struktur jedoch nicht (Tully, 1996).

### **3.8. Sinnesorgane**

Ratiten besitzen einen außerordentlich ausgeprägten Sehsinn. Von allen Vertebraten besitzen Afrikanische Strauße die größten Augen in Relation zu ihrer Körpergröße. Ihr Gehör ist ebenfalls gut entwickelt, die äußere Ohröffnung ist wie bei anderen Vogelarten auch kaudal des Auges lokalisiert (Tully, 1996).

### **3.9. Nervensystem**

Das Nervensystem der Ratiten weist keine Besonderheiten im Vergleich zu anderen Vogelarten auf. Während Strauße tagelang in sternaler Lage verharren können, kann eine laterale Lagerung bereits nach einer Stunde eine nervale Paralyse auslösen, da das komplette Körpergewicht auf den peronealen Nerv drückt oder ein ischämisches Ödem hervorruft. Daher sollten erwachsene oder große Jungtiere für Anästhesien auf einer gut gepolsterten Unterlage abgelegt werden (Tully, 1996).



## 4. Physiologie

Die Physiologie bezieht sich auf die normale Funktion eines Organismus, vor allem auf die Regulationssysteme, welche ein normales Körpergewicht, Temperatur, Zusammensetzung des inneren Milieus, Wachstum und Reproduktion aufrechterhalten.

### 4.1. Osmoregulation

Die Osmoregulation sorgt für eine Homöostase von Wasser sowie den Elektrolyten des Plasmas und den extrazellulären Flüssigkeiten (Skadhauge, 1981). Zu diesen zählen unter anderem Natrium- und Chlor-Ionen, welche zusammen mit Kalium- und Ammonium-Ionen die größte Fraktion der Osmolarität des Urins bilden. Der Organismus kann als ein fließendes System beschrieben werden, in welchem sich die Hauptkomponenten wie folgt darstellen:

- Aufnahme von Salz und Wasser
- Produktion von metabolischem Wasser und Wasserverlust durch Evaporation
- Exkretion von Salz und Wasser über die Nieren, den Darm und die nasalen Drüsen

In seiner natürlichen Umgebung ist es dem Strauß nicht ohne weiteres möglich, die trockene Hitze der Wüsten zu umgehen, sodass eine spezielle Adaption im Rahmen der Osmo- und Thermoregulation notwendig ist (Skadhauge, 1999).

#### 4.1.1. Wasserverbrauch und turnover-Rate

Obwohl der Strauß einen sehr sparsamen Wasserhaushalt hat (Williams, 1993), trinken die Tiere freies Wasser, wenn es zur Verfügung steht und benötigt wird (Sauer, 1971). Trinken kann, zumindest bei Adulttieren, unnötig sein, wenn die Diät aus einem Futter mit hohem Wassergehalt besteht und die Tiere nicht einem exzessiven Hitzestress ausgesetzt sind. Unter solchen Bedingungen wird das Wasser des Futters zur Produktion metabolischen Wassers genutzt, welches dazu dient, die Verluste über Urin, Fäzes und Evaporation auszugleichen (Skadhauge, 1999). Dies erfolgt saisonal auch in trockenen Habitaten wie der Namib-Wüste (Williams et al, 1993) oder in Kenia (Skadhauge, 1981). Die Parameter des Wasserhaushaltes können durch die direkte Messung der Aufnahme und des Verlustes von Wasser quantifiziert werden (Skadhauge, 1999).

Der Gesamtwassergehalt beträgt 68 % der Körpermasse bei erwachsenen Tieren (Withers, 1983) und sinkt von 84 % bei 35 Tage alten Küken auf 57 % bei Tieren in einem Alter von 1 Jahr (Degen, 1991). Diese Werte liegen innerhalb der Spanne, welche auch für andere

aviäre Spezies bestimmt worden sind (Skadhauge, 1981) und verschiedene Werte von Tieren innerhalb desselben Alters reflektieren vermutlich unterschiedliche Mengen an Fettgewebe (Skadhauge, 1999).

Freilebende Tiere können teilweise nur sehr wenig trinken, da der Wassergehalt der Pflanzen, welche die Tiere aufnehmen, sehr hoch sein kann. In Kenia wurden Strauße beobachtet, die sich nur von *Euphorbia heterochroma*, einem Wolfsmilchgewächs, ernährten, welches 87 % Wasser enthält und nur einen geringen Anteil an Elektrolyten aufweist (Skadhauge, 1991). Strauße in der Namibwüste verzehrten häufig Teile von Akazien, diese enthalten ca. 68 % Wasser (Louw, 1972). Zudem wurde beobachtet, dass Strauße Sukkulente mit einem Natriumgehalt von über 9 % mieden und Pflanzen mit relativ geringen Konzentrationen an Calcium und Oxalat wählten (Milton, 1993). Basierte die Diät auf Pflanzen mit einem geringen Natriumgehalt, so konsumierten die Tiere selektiv hauptsächlich salzreiche Pflanzen. Milton et al (1994) bestimmten, dass die natürlich aufgenommene Nahrung einen Gesamtwassergehalt von 70 % enthält.

Bei Studien freilebender Strauße in der Namibwüste wurde ihr Energieverbrauch ebenso wie die Turnover-Rate des Wassers durch die Doppel-Isotop-Methode errechnet. Dies erlaubt die Bestimmung des Wassergehaltes im Futter sowie die Produktion metabolischen Wassers. Die Wasseraufnahme betrug 2,5 l/Tag, dies entsprach der fünffachen Menge des produzierten metabolischen Wassers. Werden weniger Sukkulente an domestizierte Strauße verfüttert, steigt ihre Wasseraufnahme entsprechend. In Israel wurde eine Wasseraufnahme adulter Strauße von 3,5 l/Tag beobachtet (Degen, 1991) während in Oudtshoorn, Südafrika, ein Wert von 7,9 l/Tag verzeichnet wurde (Withers, 1983). Eine relativ hohe Rate an Trinkaktivität wurde bei Küken beobachtet: 4,5 l/Tag bei 12 kg schweren Küken (Levy, 1990) und 0,7 l/Tag bei 4kg schweren Küken (Degen, 1991). In Oudtshoorn zeigten adulte Strauße, welche mit relativ trockener Maissilage gefüttert wurden, eine Wasseraufnahme von 18 l/Tag, jedoch handelte es sich hierbei um Beobachtungen, welche im Hochsommer erfolgten (Skadhauge, 1995). Die Trinkwasseraufnahme stieg um ca. 50 %, wenn natürliches Flusswasser mit einer geringen Salz-Konzentration als einzige Tränkequelle angeboten wurde, während eine hyperosmotische Salzlösung die Wasseraufnahme um 50 % im Vergleich zu den Werten mit frischem Wasser reduzierte. Die Urin-Osmolarität zeigte, dass hyperosmotische Salzlösungen eine maximale Wasserkonservierung des Körpers stimulierten (Skadhauge, 1999).

Studien zum Gesamtwasserhaushalt, bei welchen die Tiere nach freier Wasseraufnahme und nach 7 Tagen Dehydratation untersucht wurden, zeigten, dass die gut hydrierten Vögel einen ausgeglichenen Wasserhaushalt bei einer turnover-Rate von 8,5 l/Tag aufwiesen,

während die dehydrierten Tiere Wasser mit einem Defizit von mehr als 1 l/Tag verloren. Die Produktion metabolischen Wassers, ca. 0,5 l/Tag, macht nur 25 % des Minimums an benötigtem Wasser (2 l/Tag) aus (Withers, 1983).

#### 4.1.2. Nierenfunktion

Die Kenntnisse zur renalen Funktion basieren hauptsächlich auf Proben von kloakalem oder abgesetzten Urin. In zwei Studien wurde Urin sowohl nach Wasseraufnahme ad libitum wie auch während Dehydratation gesammelt und quantitativ bestimmt. Levy et al (1990) untersuchten die Fließrate junger Strauße (durchschnittlich 12 kg Körpermasse) und Withers (1983) Adulttiere, sodass die Werte der ersten Studie auf ein Gewicht von 100 kg hochgerechnet wurden. Bei normaler Hydratation bestimmten Levy et al (1990) eine Fließrate von 20 l/Tag verglichen mit 2,5 l/Tag, welche von Withers (1983) erfasst wurde. Diese Differenz ist zu groß, um einzig durch das Alter der Tiere bedingt zu sein, eventuell wird sie durch den wesentlich höheren Hydratationsstatus in der ersten Studie hervorgerufen. Es wurde eine Plasma-Osmolarität von 284 mOsm und eine Urin-Osmolarität von 62 mOsm in der ersten Studie (Levy, 1990) im Vergleich zu 330 mOsm bzw. 163 mOsm in der zweiten Studie gemessen (Withers, 1983). In beiden Studien resultierte ein Wasserentzug in einer markanten Reduktion der Fließrate um 0,3 l/Tag (Levy, 1990) bzw. 0,5 l/Tag (Withers, 1983).

Bei der Messung der Clearance von Kreatinin, einem vergleichsweise guten Marker für die glomeruläre Filtrationsrate (GFR), wurde ein Wert von 92 ml/min bei normaler Hydratation erfasst, welcher sich um 25 % nach einer 48-stündigen Dehydratationsperiode reduzierte (Levy, 1990). Der erste Wert ist auf 1 kg Körpermasse bezogen deutlich geringer als in anderen aviären Spezies (Skadhauge, 1981), jedoch innerhalb desselben Bereiches, wenn das Absinken der Stoffwechselrate, welches mit einer höheren Körpermasse assoziiert ist, mit einberechnet wird (Kleiber, 1961). Die Reduktion der GFR während des Zustandes einer Dehydratation ist sehr hoch. Basierend auf diesen Werten beträgt die fraktionierte Exkretion von Wasser (Flussrate des Urins als Prozentangabe der GFR) 15 % bei einer normalen Hydratation und 1 % während Dehydratation, wobei die Werte hier identisch zu denen anderer aviärer Spezies sind (Skadhauge, 1981).

Steht Wasser zur freien Verfügung, können Strauße die Osmolarität ihres Urins auf 60 – 70 mOsm reduzieren, um so nicht zu viele Elektrolyte zu verlieren, wenn eine exzessive Wassermenge ausgeschieden wird (Levy, 1990). Mit den Diäten, welche Strauße in Gefangenschaft erhalten, scheiden die Tiere einen Urin aus, welcher nahezu isosmotisch zum Blutplasma ist (Skadhauge, 1995). Bei dehydrierten (Skadhauge, 1984 a) oder „salzreichen“ (Skadhauge, 1995) Vögeln wird eine maximale Urin-Osmolarität von ca. 800 mOsm

erreicht. Wird gleichzeitig die Plasma-Osmolarität gemessen, beträgt das maximale osmotische Urin/Plasma-Verhältnis 2,6 : 1, welches zu den höchsten bei aviären Spezies gefundenen zählt (Skadhauge, 1981).

Der kloakale Urin der Strauße kann relativ flüssig sein, jedoch nur, wenn die Flussrate hoch ist. Die kleine Menge, welche während eines Wasserentzuges produziert wird, ist zähflüssig und gelb. Sie enthält Mucus und große Anteile an Uraten und Harnsäure. Dieses kolloidale Material trägt nicht zu dem osmotischen Druck bei. Die Osmolarität der Flüssigkeit wird hauptsächlich durch Natrium-, Kalium- und Chlorid-Ionen bestimmt, aber Calcium-, Magnesium-, Ammoniak-, Phosphat- und Sulfat-Ionen können ebenso ausgeschieden werden (Schütte, 1973). Bezieht man die Unterschiede durch die renale Konzentrationsfähigkeit mit ein, unterscheiden sich die Konzentrationen der gemessenen Ionen in den flüssigen Bestandteilen des Straußenurins nicht von den Werten anderer Vogelspezies (Skadhauge, 1981).

Die Ausscheidung von Stickstoff hauptsächlich in der Form von Harnsäure kann als eine Präadaption an das Leben in Wüstenregionen angesehen werden, da es die Exkretion von Nitrogen über den Urin mit deutlich weniger Wasser erlaubt, als dies mit Harnstoff der Fall sein würde. Vögel scheiden ca. 80 % des renalen Nitrogens als Harnsäure-Dihydrate in einer übersättigten kolloidalen Suspension aus. Das verbleibende Nitrogen wird hauptsächlich entweder als Harnstoff oder Ammoniak ausgeschieden, dies ist abhängig vom pH-Wert (Skadhauge, 1981). Die Konzentration der Harnsäure ist bei Straußen hoch, vor allem wenn die Tiere dehydriert sind. Werte von 15 % (Louw, 1969) bis zu 43 % (Schütte, 1973) wurden berichtet, wobei der Anteil an ungelöster Harnsäure im Urin bei normal hydrierten Tieren 0,8 – 1,2 % beträgt. Quantitative Messungen der renalen Clearance von Harnstoff und Harnsäure zeigten, dass nach einer 48-stündigen Dehydratation im flüssigen Anteil des Urins 89 % der Summe dieser beiden Stoffe als Harnsäure ausgeschieden wurde (Levy, 1990). Das Verhältnis der Urin- und Plasma-Konzentration betrug 177 : 1 für die Harnsäure verglichen mit einem Verhältnis von 113 : 1 für den Filtrationsmarker Kreatinin, was den Prozess der renalen Sekretion belegt (Skadhauge, 1999).

#### 4.1.3. Rolle des Verdauungstrakts

Vögel besitzen typischerweise ein vergleichsweise kurzes Rektum, welches mit dem Coprodeum verbunden ist. Urin, welcher von den Ureteren in das Urodeum gelangt, wird durch eine retrograde Peristaltik in das Coprodeum und das Rektum transportiert und dort mit den Fäzes vermischt. Im Rahmen der Defäkation bzw. Miktion wird der Großteil des analen Gemisches ausgeschieden. Spezies, bei welchen die paarigen Caeca sehr groß sind, kann ein Teil des Urins in das Verbindungsstück zwischen Ileum und Colon

transportiert werden (Skadhauge, 1981). Das Colon der Strauße ist mit einer Länge von 8 – 10 m sehr lang (Skadhauge, 1995). Im Bereich der Verbindung zwischen Ileum und Colon befinden sich die beiden ca. 0,8 m langen Blinddärme. Zudem wird durch die spezielle Anatomie der Kloake eine Vermischung von Urin und Fäzes verhindert, was in einer separaten Defäkation und Miktion von Urin resultiert (Levy, 1990). Fäzes, welche nicht in Berührung mit Urin gekommen sind, werden im terminalen Colon gesammelt und Urin ohne Fäzes entgegen des Namens im Coprodeum (Skadhauge, 1999).

Die Blinddärme und das Colon bilden große Fermentationskammern, in welchen die Produktion kurzkettiger Fettsäuren stattfindet (Swart, 1993 a). Diese Funktion des Enddarmes ähnelt der Verdauungsphysiologie von Pferden (Skadhauge, 1996). Von osmoregulatorischer Bedeutung sind die Mechanismen und die Regulation der Resorption von Wasser aus dem distalen Ende des Darmes und dem daraus resultierenden geringeren Wasserinhalt der Fäzes (Skadhauge, 1999).

Die Fermentation pflanzlichen Materials im Colon führt zu hohen Konzentrationen kurzkettiger Fettsäuren. Die Absorption von gelösten Stoffen und Wasser im Colon ist so effizient, dass die Wasserfraktion im Chymus von normal hydrierten Vögeln nur 67 % im terminalen Colon beträgt (Skadhauge, 1984 a) und 72 % im distalen Colon (Swart, 1993). Dieser zweite Wert ist ähnlich zu dem Wassergehalt von 72 %, welcher in Fäzes gefunden wurde (Withers, 1983). Eine Dehydratation bewirkt eine Reduktion des Wassergehaltes in den Fäzes um 18 % (Louw, 1969). Sowohl die Werte normal hydrierter Strauße wie auch jene bei dehydrierten Tieren befinden sich am unteren Ende der Spanne, welche für die gesamte Kombination von Kot und Urin anderer Vogelspezies bestimmt wurden (Skadhauge, 1981).

Der Wasserverlust über die Fäzes kann bei normal hydrierten Straußen bis zu 35 % des Gesamtwasserverlustes betragen, bei dehydrierten Tieren kann er bis auf 13 % reduziert sein (Withers, 1983). Der Mechanismus, welcher die Bildung trockenerer Fäzes, im Rahmen einer Dehydratation bewirkt, ist bisher noch wenig untersucht. Eine Möglichkeit ist eine höhere Absorptionsrate von Natrium im Colon (und nachfolgend auch Wasser), da im Rahmen einer Dehydratation der Plasmaspiegel von Aldosteron ansteigt (Levy et al, 1990). Im Gegensatz dazu verringert ein hoher Salzgehalt die Absorption von Natrium und Wasser im Colon (Warüi, 1998).

Ein starker Sphinkter trennt das terminale Rektum vom Coprodeum, letzteres ist ventral des terminalen Colons und des Urodeums lokalisiert (Warüi, 1998). Die Fäzes werden im terminalen Colon gesammelt, solange der rektal-coprodeale Sphinkter geschlossen ist, kann kein Reflux von Urin stattfinden. Die Defäkation (ohne Absetzen von Urin) geschieht durch Relaxation dieses Sphinkters und Kontraktionen des dickwandigen terminalen Colons.

Hierdurch wird der Kot durch den dorsalen Teil des Coprodeums und das Proctodeum ausgeschieden und der Urin verbleibt im ventralen Sack des Coprodeums. Wenn Urin aus den Ureteren in das Urodeum gelangt, wird es durch die Schwerkraft und einer retrograden Peristaltik in das ventral lokalisierte Coprodeum transportiert. Das Urinieren erfolgt ebenfalls ohne Defäkation durch die Kontraktion der Abdominalmuskulatur, wodurch der Urin durch die copro-urodeale und uroproctodeale Apertur nach außen gepresst wird. Der rektal-coprodeale Sphinkter bleibt bei diesem Vorgang fest verschlossen (Skadhauge, 1999).

Bei den aviären Spezies, welche bisher untersucht wurden, führte die kloakale Lagerung zu einer signifikanten Änderung des ureteralen Urins bei dehydrierten Tieren oder Vögeln auf einer salzarmen Diät (Skadhauge, 1981). Bei gut hydrierten Tieren und bei hohen Salzaufnahmen ist die renale Ausscheidung von Wasser und Salz so hoch, dass die coprodeale und rektale Transportkapazität nur einen kleinen Prozentteil der renalen Exkretion beträgt (Skadhauge, 1977). Während des Wasserentzuges kann die Absorption von Salz den osmotischen Fluss von Wasser aus dem Plasma durch die Wand des Coprodeums, welcher durch die Hypertonizität des ureteralen Urins entsteht, übersteigen, sodass hieraus eine limitierte Wasserkonservation resultiert (Skadhauge, 1977). Bei Spezies mit funktionellen Salzdrüsen kann der kombinierte Effekt der coprodeal-rektalen Salz- und Wasserabsorption und der Sekretion der nasalen Salzdrüsen von Salz in einer konzentrierten Lösung zu einer signifikant erhöhten Wasserexkretion durch die Nieren führen (Skadhauge, 1984 b).

Da dehydrierte Strauße Urin absetzen können, welcher um mehr als 500 mOsm hyperosmotischer als das Plasma ist, wird eine coprodeale Verdünnung durch Wasser, welches entlang eines osmotischen Gradienten aus dem Plasma durch das Epithel folgt, offensichtlich vermieden. Die wahrscheinlichste Erklärung hierfür ist, dass die coprodeale Wand durch eine dicke Schicht aus Mucus geschützt wird, da im Epithel der Ureter eine große Anzahl an Mucin-produzierenden Becherzellen gefunden wurde (Louw, 1969).

#### 4.1.4. Funktion der nasalen Drüsen

Ähnlich zu vielen Meeresvögeln besitzen Strauße paarige Nasendrüsen. Diese sind in einer Grube lokalisiert, welche sich im Os frontale und Os lacrimale befindet, ihre Abführgänge führen direkt in die Nasenhöhle (Skadhauge, 1984 a). Jede der Drüsen wiegt ca. 0,3 g bei 2 Jahre alten Tieren (Gray, 1995). Bei Adulttieren mit einer salzarmen Diät wurde eine Masse 0,7 – 0,8 g pro Drüse ermittelt mit einer signifikanten Änderung bei hohen Aufnahmen von Salz (Skadhauge, 1995). Die Masse jeder Drüse beträgt somit weniger als  $10^{-5}$  der Körpermasse, dies bildet einen deutlichen Kontrast zu Meeresvögeln und domestizierten Enten, welche ca. 50 % der aufgenommenen Salzmenge über ihre nasalen Drüsen

ausscheiden können (Skadhauge, 1981). Bei 3 kg schweren, an Salz adaptierten Enten wog jede Drüse ca. 0,5 g und wies damit eine 20fach höhere relative Masse als jene der Strauße auf (Skadhauge, 1984 b).

Flüssigkeit, welche aus den Nares eines Straußes gewonnen wurde, welcher einer hohen Umgebungstemperatur ausgesetzt war, enthielt eine hohe Konzentration an Kalium-, Natrium-, Calcium- und Chlorid-Ionen (Schmidt-Nielsen, 1963). Jedoch konnte keine Sekretion aus den Nares nach einer akuten oralen Aufnahme von Salz beobachtet werden. Hierbei wurden die Strauße einem hohen Salzgehalt ausgesetzt, wobei sie eine 1,5 % Salzlösung als Trinkwasser gefolgt von einer akuten oralen Salzdosis erhielten, jedoch konnte keine Aktivität der nasalen Drüsen beobachtet werden (Skadhauge, 1995). Auch durch einen Anstieg der Plasma-Osmolarität auf durchschnittlich 329 mOsm, welche durch eine hyperosmotische NaCl-Infusion (1500 mOsm) induziert wurde, konnte keine Sekretion der Nasendrüsen stimuliert werden (Gray, 1995). Jedoch gibt es Berichte, dass Tiere, welche erregt oder einem Hitzestress ausgesetzt wurden, eine verstärkte Atmung zeigen. Dies wurde von einer verstärkten Mucusbildung aus der Schnabelhöhle und dem Halsbereich begleitet. Dieser Mucus könnte als Sekretion der nasalen Drüsen fehlinterpretiert werden (Skadhauge, 1995). Es ist daher nicht abschließend geklärt, ob die nasalen Drüsen bei einigen Straußenpopulationen funktionell tätig werden, wenn diese über längere Zeit einer hohen Salzdosis oder Hitzestress ausgesetzt werden, jedoch scheint einer solchen Sekretion keine quantitative Rolle bei der Osmoregulation zu zukommen (Skadhauge, 1999).

#### **4.2. Körpertemperatur und Thermoregulation**

Im Rahmen der Thermoregulation werden Mechanismen unterhalten, durch welche warmblütige Tiere eine nahezu konstante Körpertemperatur unterhalten können. Für wüsten-adaptierte Vögel wie Afrikanische Strauße besteht ein Hauptproblem in der Vermeidung einer Überhitzung. Überschüssige Wärme kann durch drei verschiedene physikalische Prinzipien abgegeben werden,

- Radiation (Wärmestrahlung),
- Konvektion (Wärmeströmung) und Konduktion (Wärmeleitung),
- Evaporation von Wasser,

wobei letzterer Prozess mit der Osmoregulation interagiert (Skadhauge, 1999). Der Wärmeaustausch im Rahmen aller drei Prinzipien kann durch das Verhalten modifiziert werden, physiologischerweise kann dies z.B. durch das Aufsuchen von Schatten erfolgen

(Louw, 1972).

Mit durchschnittlich 39 °C ist die normale (intramuskuläre oder kloakale) Körpertemperatur der Strauße etwas niedriger als die anderer aviärer Spezies (Louw, 1969). Sie wird in der Regel zwischen 38 °C – 40 °C konstant gehalten, werden die Tiere jedoch gleichzeitig einem Hitzestress und Dehydratation ausgesetzt, führt dies zu einer Erhöhung der Körpertemperatur von bis zu 4 °C (Crawford, 1967). Selbst Eintagsküken sind in der Lage, Körpertemperaturen ähnlich denen adulter Tiere bei einer Umgebungstemperatur von 13 °C aufrecht zu halten (Brown, 1998).

Unter Wüstenbedingungen kann ein Wärmeverlust durch Radiation und Konvektionskühlung durch Verhaltensmuster erhöht werden, welche auch durch die Windgeschwindigkeit beeinflusst werden können (Louw, 1969). Bei hohen Umgebungstemperaturen und Wind reagieren die Tiere mit einem Abstellen ihrer Federn und einem schlaffen Hängenlassen der Flügel, wodurch die unbefiederte Haut des Thorax freigelegt wird. Sowohl mit als auch ohne Wind ändert sich bei hohen Temperaturen die Atemfrequenz, diese kann dabei abrupt von 4 auf 40 Atemzüge/min ansteigen. Bei niedrigen Umgebungstemperaturen während der Nacht werden die Federn angelegt, Messungen der Temperatur in dem Luftraum zwischen der Haut und der Federschicht zeigten eine Variation von 30 bis 39 °C (Skadhauge, 1999).

Kühlung durch Evaporation wurde bei Afrikanischen Straußen vergleichsweise eingehend untersucht. Bei einem adulten Strauß, welcher einer intermittierenden Erhöhung der Umgebungstemperatur auf 51 °C während einer 7-tägigen Phase mit Wasserentzug ausgesetzt wurde, blieb die normale kloakale Temperatur konstant bei 39,3 °C. Die typische Respirationsrate von 5 Atemzügen/min stieg abrupt auf 45 Atemzüge/min bei einer Umgebungstemperatur von 25 °C. Mit Erhöhung der Atemfrequenz stieg die Wärme, welche durch respiratorische Evaporation abgegeben wurde, linear zur Umgebungstemperatur an. Während der 7-tägigen Dehydratations-Phase halbierte sich die Respirationsrate bei 45 °C (von ca. 50 auf 25 Atemzüge/min), was in einer Reduktion der Evaporationsrate um ebenfalls die Hälfte des Wertes an Tag 1 resultierte. Hierdurch erfolgte ein Anstieg der kloakalen Temperatur um 1 °C am ersten Tag und 4 °C am 7. Tag während der täglichen Periode der Hitzezufuhr. Der neurophysiologische Mechanismus, welcher dies steuert, konnte bisher nicht geklärt werden (Crawford, 1967). Ein vergleichbarer Effekt wurde auch bei Emus, welche einem Hitzestress und Wasserentzug ausgesetzt waren, beobachtet (Skadhauge, 1974).

Studien belegen, dass Strauße eine Körpertemperatur unter 40 °C bei einer Umgebungstemperatur von 50 °C für 8 Stunden aufrechterhalten können. Dies wird durch eine verstärkte Atemtätigkeit des gesamten Respirationstraktes erreicht, wobei alle Luftsäcke höchstgradig ventiliert werden. Der maximale, durch Evaporation zu erreichende

Wasserverlust beträgt ca. 750 ml/h. Bei einem verstärkt atmenden Strauß beträgt der Wasserverlust über die Haut weniger als 2 % des Wassers, welches über die Oberflächen des Respirationstraktes verdunstet (Schmidt-Nielsen, 1963).

### 4.3. Lungen-Luftsack-System

Vögel und Reptilien nutzen ein kostales System für die Ventilation im Gegensatz zu Säugetieren, welche über ein System, welches das Zwerchfell nutzt, verfügen. Zu diesem Zweck besitzen Vögel Luftsäcke, welche eine Verbindung zu jeder Lunge aufweisen. Dies bildet die Basis dreier spezifischer Charakteristika der aviären Respiration:

- Der Luftstrom fließt kontinuierlich in eine Richtung durch die Lunge, wodurch diese effizienter als jene der Säugetiere genutzt wird
- Durch dieses System wird ein größeres Residualvolumen bereitgestellt, dies erlaubt Vögeln sehr viel langsamer und tiefer zu atmen als Mammalia mit der gleichen Körpermasse
- Eine große Menge an Luft wird bereitgestellt, diese kann nicht nur für den Gasaustausch, sondern auch für den Transfer von Wärme durch Evaporation genutzt werden.

Unabhängig davon, dass sie flugunfähig sind, weisen Strauße trotz allem ein gut entwickeltes System an Luftsäcken auf. Das totale Volumen der Lungen und Luftsäcke eines 100 kg schweren Straußes beträgt 15 l. Ihre Trachea zweigt sich in die beiden Hauptbronchien auf, welche wiederum jeweils in eine der beiden Lungen führen. Hierbei handelt es sich um relativ immobile Strukturen, welche im dorsalen Thorax lokalisiert sind. Die Hauptbronchien setzen sich durch die gesamte Länge der Lungen fort (hier werden sie Mesobronchi genannt) und enden in den hinteren Luftsäcken. Das ventrale Ende der Mesobronchi verzweigt sich in mehrere Ventrobronchi und das kaudale Ende in mehrere Dorsobronchi. Die ventralen und dorsalen Zweige werden durch intrapulmonäre Luftwege (Parabronchi) verbunden, welche eine bogenartige Struktur innerhalb der Lunge bilden, die sogenannte Paleopulmo (Duncker, 1972). Diese wird nur in primitiven Vögeln wie den Ratiten gefunden. Andere Vögel weisen ein zusätzliches System auf – die Neopulmo, bei welcher aus den Parabronchi Luftkapillaren abzweigen, in denen der Gasaustausch stattfindet (Skadhauge, 1999).

Die Ventilation der Lunge erfolgt unilateral, der Luftstrom durch die Parabronchi der Paleopulmo erfolgt immer in dieselbe Richtung während der In- und Expiration (Piper, 1986). Eingeatmete Luft strömt in das respiratorische System als eine Folge der Expansion der Abdominalhöhle, welche durch die inspiratorischen Muskeln bewirkt wird. Während der Expiration wird die Luft durch die Tätigkeit der expiratorischen Muskeln ausgestoßen.

Diesbezüglich erfolgt die Atemtätigkeit ähnlich wie bei Säugetieren. Jedoch ändert sich im Vergleich zu den Mammalia das Volumen in der Lunge kaum. Während der Inspiration wird Luft durch die Trachea, Bronchien und Mesobronchien eingesaugt. Ein Teil dieser Frischluft gelangt in die vier kaudalen Luftsäcke, der Rest in die Ventrobronchien. Zur selben Zeit wird Luft, welche sich bereits in den Dorsobronchien befindet, in die fünf vorderen Luftsäcke bewegt. Während der Expiration gelangt vergleichsweise frische Luft von den kaudalen Luftsäcken in die Ventrobronchien und die bereits verbrauchte Luft von den vorderen Luftsäcken in die Mesobronchien, Bronchien und durch die Trachea nach außen. Daher wird Luft sowohl während der In- wie auch der Expiration von den Ventrobronchien durch die Parabronchien der Paleopulmo zu den Dorsobronchien bewegt (Skadhauge, 1999). Die typischen Merkmale der intrapulmonären Kohlendioxid-Rezeptoren bei Vögeln, welche nur über eine Paleopulmo verfügen, scheint jedoch ähnlich denen von Vögeln mit einer Neopulmo zu sein, obwohl ihre Lokalisation unterschiedlich sein kann (Burger, 1976).

Die Respirationsrate der Strauße bewegt sich in der Regel in zwei Größenordnungen, entweder 3 - 5 Atemzüge/min oder 40 - 60 Atemzüge/min (Schmidt-Nielsen, 1969). Vergleichbare Zahlen aus einer anderen Studie führen 6 - 12 Atemzüge/min und 36 - 47 Atemzüge/min an (Louw, 1969). Diese Respirationsrate ist die niedrigste unter allen Vögeln (Calder, 1968). Ihr Anstieg von der niedrigen zu der höheren Rate erfolgt plötzlich und tritt zum Beispiel als Antwort auf Hitzestress auf. Vögel besitzen keine Schweißdrüsen, daher erfolgt unter heißen klimatischen Bedingungen der Wärmetransfer durch eine gesteigerte Evaporation aus dem Respirationstrakt. Der Anstieg der Respirationsrate ist dabei nicht notwendigerweise mit einem Anstieg der Sauerstoffaufnahme verbunden (Skadhauge, 1999).

#### **4.4 Endokriner Metabolismus**

Die Hauptmechanismen des endokrinen Systems sind bei allen Vertebraten gleich. Abgesehen von der Endokrinologie des Reproduktionstraktes und jener der Thyroidea gibt es kaum Untersuchungen zum endokrinen System von Ratiten.

##### **4.4.1. Hormonelle Osmoregulation**

Bei dem antidiuretischen Hormon der Vögel handelt es sich um aviäres Vasotocin (AVT) (Skadhauge, 1981), welches auch aus der Neurohypophyse der Strauße isoliert werden konnte (Saayman, 1986). Gray et al (Gray, 1988) entwickelten eine Untersuchungsmethode für AVT und Angiotensin I (ANG I) und verfolgten die Plasmakonzentration der beiden

Hormone über eine 5-tägige Dehydratationsphase. Ein Wasserentzug führte zu einem Anstieg des Plasmaspiegels von AVT und ANG I. Die Plasmakonzentrationen beider Stoffe sind ähnlich zu jenen anderer aviärer Spezies. In einer nachfolgenden Studie wurden Strauße mit einer niedrigen und einer hohen Salzaufnahme einer hyperosmotischen intravenösen Salzdosis ausgesetzt. Dies führte zu einer erhöhten Plasmakonzentration von AVT und erlaubte, die Beziehung zwischen der Plasma-Osmolarität und der Plasmakonzentration von AVT näher zu charakterisieren. Obwohl die gemessenen AVT-Werte niedriger waren als jene, welche mit einer Dehydratation assoziiert wurden, waren sie doch ähnlich zu jenen, welche bei anderen Vogelspezies gefunden wurden. Dies zeigt, dass die Sensitivität für die Freisetzung von AVT keinen Teil der speziellen Adaption des Straußes an osmotischen Stress darstellt.

Der Großteil der Plasma-Osmolarität ist abhängig von der Konzentration von Natrium und Chlorid und daher auch proportional zu diesen. Das Natriumgleichgewicht wird durch Aldosteron beeinflusst, welches in den Nebennieren produziert wird. Die Plasmakonzentration dieses Hormons erwies sich nach einer zweitägigen Dehydratationsphase als erhöht und war bei nichtlegenden Straußen höher als bei legenden (Levy, 1996).

#### 4.4.2. Prolactin

Bei Prolactin handelt es sich um ein Peptidhormon aus der Hirnanhangsdrüse, welches eine breite Spanne an Funktionen bei den einzelnen Vertebraten aufweist. Bei Vögeln induziert es das Brutverhalten, eine Regression der Gonaden sowie die Mauser. Bei Tauben stimuliert es die Entwicklung des Kropfes und die Sekretion der Kropfmilch, mit welcher die Jungtiere ernährt werden. Bei Säugetieren erfolgt die Freisetzung aus der Hirnanhangsdrüse autonom ohne eine Kontrolle durch den Hypothalamus. Im Gegensatz zu anderen Hormonen, deren Sekretion durch Hormone des Hypothalamus stimuliert werden, wird die Freisetzung von Prolactin durch Dopamin inhibiert. Im Gegensatz hierzu wird die Synthese und Sekretion bei Vögeln durch ein Hormon aus dem Hypothalamus, dem vasoactive intestinal polypeptide (VIP), stimuliert. Dabei unterscheidet sich das VIP der Vögel nur an einer Stelle von dem der Säugetiere (Skadhauge, 1999).

Bei den meisten bisher untersuchten Vögeln gibt es deutliche saisonale Unterschiede der Plasmakonzentration von Prolactin. Typischerweise steigt der Prolactingehalt im Frühjahr aufgrund der zunehmenden Tageslichtlänge an, der Peak tritt zumeist im späten Frühjahr oder Sommer auf und fällt oft mit dem Ende der Brutsaison. Dies ist mit zwei der Funktionen von Prolactin assoziiert, der Induktion des Brutverhaltens und einer Regression der Gonaden. Saisonale Unterschiede wurden bei Straußen nicht gefunden, allerdings konnten

sie bei Emus nachgewiesen werden (Malecki, 1997). Diese unterscheiden sich insofern von anderen Ratiten, als dass sie nachts brüten. Die Prolactin-Werte bei nicht-brütenden Hähnen stiegen von der Mitte des Winters bis zur Mitte des Frühjahrs an, wobei der Peak mit einem rapiden Abfall des Testosterons zusammen fiel. Dies kann auf die den Gonaden entgegen wirkende Rolle von Prolactin zurück zu führen sein. Zudem scheint bei vielen Vögeln das Brutverhalten einen Einfluss auf dieses Hormon zu haben, die Präsenz eines Nestes und von Eiern stimuliert die Sekretion, möglicherweise als eine direkte taktile Antwort (Sharp, 1997). Brütende Emu-Hähne wiesen höhere Werte als nicht-brütende männliche Emus zur gleichen Zeit auf. Die Testosteron-Level dieser brütenden Tiere waren deutlich niedriger als die der nicht-brütenden (Malecki, 1997).

#### 4.4.3. Wachstumshormon

Das Wachstumshormon weist eine Reihe von Effekten auf, welche in einem somatischen Wachstum, der Aufrechterhaltung der metabolischen Homöostase und der des Immunsystems resultieren. Es kann zudem eine Rolle bei der Kontrolle der Futtermittelaufnahme spielen. Die Effekte sind breit gefächert und beinhalten Änderungen des Lipid-, Nitrogen- und Kohlenstoffmetabolismus, die Aktivierung der Schilddrüsenhormone und die Zelldifferenzierung. Zudem stimuliert es die Synthese des insulin-like growth factor (IGF -1), welcher viele der Funktionen des Wachstumshormones beeinflusst (Skadhauge, 1999).

Dieses Hormon wird in der Hirnanhangsdrüse synthetisiert und sezerniert, jedoch konnte bisher noch nicht näher geklärt werden, wie die Sekretionsrate kontrolliert wird. Die Freisetzung wird durch eine Vielzahl an Faktoren beeinflusst, die Stimulation wird unter anderem durch das growth hormone-releasing hormone (GHRH) und die Hemmung durch Somatostatin bewirkt. Zudem scheint bei Vögeln ein großer Stimulus bei der Freisetzung vom thyreotropin releasing-hormone (TRH) auszugehen. TRH ist hierbei wichtiger für die Stimulation der Freisetzung des Wachstumshormons als für die des thyroidstimulierenden Hormons (Skadhauge, 1999).

Die Wachstumsraten junger Strauße variieren deutlich mehr als jene von Jungtieren anderer aviärer Spezies. Um herauszufinden, ob dies im Zusammenhang mit dem Wachstumshormon steht, wurden Blutproben von 23 fünf Monate alten Straußen genommen, deren Körpergewicht ca. 50 kg betrug. Die Plasmakonzentrationen variierten bei diesen Tieren von 0,7 bis 45,6 µg/l, jedoch konnte keine Korrelation zwischen dem Wachstumshormon und der Körpermasse nachgewiesen werden (Dawson, 1996). Dies schließt allerdings einen Effekt dieses Hormons nicht aus, da die Freisetzung im Rahmen mehrerer Wellen und weniger als ein stetiger Prozess erfolgt, sodass die Blutkonzentrationen variieren und dies die unterschiedlichen Werte der einzelnen Individuen

erklären könnte. Jedoch zeigt diese Studie, dass das langsame Wachstum einiger Tiere nicht nur durch relativ niedrige Mengen an Wachstumshormon hervorgerufen wird, da die Verteilung von hohen und niedrigen Blutwerten unter den kleineren und größeren Tieren ähnlich war (Skadhauge, 1999).

#### 4.4.4. Zirbeldrüse

Die Zirbeldrüse produziert das Hormon Melatonin, jedoch nur während der Dunkelphase, weshalb dieses hauptsächlich in der Nacht im Blutkreislauf zirkuliert und tagsüber vergleichsweise niedrige Werte aufweist. Daraus ergibt sich, dass sich das tägliche Muster der Melatonin-Ausschüttung im saisonalen Verlauf mit der Tageslichtlänge ändert. Bei Säugetieren stellt die Photoperiode ein wichtiges Signal für saisonale Ereignisse wie den Beginn der Brutsaison dar. Bei Vögeln scheint dieses Hormon nicht für solche Zwecke genutzt zu werden, jedoch ist es ein wichtiger circadianer Zeitgeber um tägliche Aktivitäten zu regeln (Skadhauge, 1999).



## 5. Fütterung der Ratiten

Trotz des weltweit steigenden Interesses an der Straußenhaltung und der gut entwickelten Industrie in Südafrika ist noch wenig über die ernährungsphysiologischen Bedürfnisse der Straußenvögel bekannt. Daher wurden lange Zeit Fütterungsempfehlungen für andere Geflügelarten auf die Strauße übertragen, dies resultierte in den meisten Fällen jedoch in einer Festsetzung unrealistischer Werte. Offensichtlich wurde dies bei einer Reihe an ernährungsbedingten Erkrankungen, welche bei kommerziell gehaltenen Straußen, welche mit entsprechenden Futtermitteln gefüttert wurden, auftraten. Die Verwendung von Werten, welche auf andere Geflügelarten zugeschnitten waren, führte zu einer hohen Inzidenz an Adipositas bei Zucht- und Schlachtstraußen. Die Tendenz, unter normalen Umständen in der Regel 1 bis 3 % ihrer totalen Futtermenge in Form von Getreide aufzunehmen, führte zu nutritiven Fehlversorgungen der Tiere vor allem in Hinsicht des Mineralgehaltes. Bestimmte Getreidearten in den USA weisen hohen Gehalte an Eisen und Molybdän auf, beide interferieren mit der Kupferabsorption durch die Bildung von Chelatkomplexen. Diese Kupferdefizite wurden auch bei Straußen beobachtet, welche mit einer Diät gefüttert wurden, die auf den ersten Blick adäquate Kupfergehalte aufwies. Pathologisch zeigen sich häufig Aortenrupturen und eine gestörte Eischalenbildung, auch ein schlechtes Wachstum der Küken und abnormale Federfarben wurden beobachtet (Cilliers, 1999).

Eine genaue Kenntnis der nutritiven Bedürfnisse, der natürlichen Ernährung und der physiologischen und funktionellen Eigenschaften des Gastrointestinaltraktes (GIT) ist daher für eine artgerechte Ernährung der Tiere von äußerst wichtiger Bedeutung. Zudem sind eine exakte Bewertung und Kenntnis der nutritiven Inhalte des Rohmaterials, aus welchem die Diät zusammen gestellt werden soll, ebenso wie die Bedürfnisse der Tiere während der verschiedenen Altersphasen, essentiell. Diese Informationen sollten Folgendes beinhalten (Oldham, 1990):

- Das Ausmaß, in welchem ein Inhaltsstoff essentielle Nährstoffe, welche von den Tieren genutzt werden können, bereitstellen kann
- Die potentielle Nutzung verschiedener Inhaltsstoffe und das Ausmaß, in welchem diese sich gegenseitig beeinflussen können
- Eine Bewertung von Änderungen in der Leistung, welche auf die Ernährung zurück zu führen sind

Wilde Strauße sind selektive Gräser (Sauer, 1966), bei Studien frei lebender Tiere in Südafrika konnte beobachtet werden, dass die Selektion der Pflanzen durch die relative Vielzahl der Vegetation und der Besatzdichte eines Areals beeinflusst wird (Milton, 1994). Hierbei wählten sie kaum Pflanzen, welche hohe Fett-, Phenol-, Tannin-, Natrium- oder Calciumoxalat-Gehalte aufwiesen. Bei Studien zur Präferenz der Futterpflanzen wurden

Küken in einem Alter von 1 Woche untersucht, welche sich frei in Savannen mit einem hohen Anteil an Akazien-Bewuchs bewegen konnten. Die Futterselektion basierte primär auf einer visuellen Wahl, wobei die Küken leuchtend grüne Blätter bevorzugten, ein sekundäres Kriterium schien die Palatabilität zu sein. Hauptsächlich wurden daher Kräuter und frische Gräser gewählt, ältere Grasblätter wurden nicht aufgenommen (Cooper, 1994). Dean et al (Dean W. R. J., 1994) beobachteten adulte Strauße in verschiedenen Regionen Südafrikas, frische Triebe betragen hierbei durchschnittlich 39 % der gesamten Futtermenge, während ganze Pflanzen, Blüten, Blätter und Früchte jeweils 25 %, 16,6 %, 12,2 % und 4,1 % ausmachten (abhängig auch von den zur Verfügung stehenden Pflanzen). Adulte und subadulte Tiere neigten dazu, niedrig wachsende Pflanzen zu selektieren und nahmen nur selten hölzernes Material auf. Der durchschnittliche Rohproteingehalt der selektierten Pflanzen betrug 12 % und Sukkulente mit einer Natriumkonzentration über 9 % wurden wenn möglich gemieden (Milton, 1994).

Entgegen einiger Berichte, Strauße würden verschiedene tierische Spezies konsumieren, zeigte die Studie von Milton et al (Milton, 1994) keinen Hinweis auf eine omnivore Ernährung der Tiere. Im Gegensatz hierzu wurde im Rahmen einer anderen Untersuchung eine kleine Menge an tierischem Material wie Insektenteile, Fäzes von Antilopen sowie kleine Knochen im Mageninhalt wilder, adulter Strauße gefunden (Williams, 1993). Es ist daher davon auszugehen, dass tierisches Material nur einen sehr kleinen Anteil der natürlichen Nahrung von Afrikanischen Straußen darstellt (Cilliers, 1999).

### **5.1. Anatomie des Gastrointestinaltraktes der Ratiten**

Ratiten besitzen im Gegensatz zu anderen Geflügelarten keinen Kropf, welcher bei diesen als Futterspeicher dient. Diese Funktion wird von dem vergleichsweise großen Drüsen- und Muskelmagen bei Straußen und Emus, bei Nandus nur vom sehr großen Muskelmagen übernommen.

Der Drüsenmagen ist somit das erste Verdauungsorgan bei den genannten Ratitenarten. Salzsäure, ebenso wie ein Vorläufer des Enzyms Pepsin werden in das Lumen sezerniert. Das azide Milieu bewirkt die Aktivierung dieser Vorstufe zu Pepsin, wodurch die initiale Phase der Proteinverdauung beginnt. Der pH-Wert von Drüsen- und Muskelmagen des Emus beträgt 2,8 bis 2,5. Strauße weisen im Verhältnis zu ihrer Körpergröße einen deutlich größeren Drüsenmagen auf als Hühner, Emus und Nandus. Letzterer besitzt den kleinsten Drüsenmagen in Relation zum Körpergewicht des Tieres.

Im aviäre Ventriculus, welcher auch als „Muskelmagen“ bezeichnet wird, werden aufgenommene Futterpartikel bis zu einer Größe zermahlen, die es ihnen ermöglicht, in das anschließende Duodenum weitertransportiert zu werden. Das Ausmaß der Entwicklung dieser Muskulatur wird auch durch die Anwesenheit harter Partikel im Lumen des Ventriculus beeinflusst, da sie die Kontraktionen der Muskeln fördern, wodurch diese stärker ausgebildet werden. Der Muskelmagen der Emus entspricht in seiner Größe in etwa der des Drüsenmagens. Seine Wand ist dünner und die Muskulatur nicht so ausgeprägt wie bei Afrikanischen Straußen. Auch Nandus weisen eine weniger stark ausgeprägt Muskulatur auf, vergleicht man diese mit den Straußen. Jedoch ist der Muskelmagen hier im Vergleich zum Drüsenmagen um einiges größer ausgebildet.

Wie bei anderen Geflügelarten bildet das Duodenum eine lange, U-förmige Schleife, die Ansa duodeni. Sie besteht aus einer Pars descendens und einer Pars ascendens, zwischen denen sich das Pankreas befindet. Bei Afrikanischen Straußen schlägt sich ein Teil der Pars ascendens in einer 2. Schleife mit unbekannter Funktion um. Bisher konnten bei Straußen, analog zu den Säugetieren, verschiedene Verdauungsenzyme wie Trypsin, Lipase und Amylase identifiziert und charakterisiert werden. Eine Quantifizierung dieser war jedoch bisher in den meisten Fällen nicht möglich. Sie gelangen in der Regel im distalen Teil des Duodenums in das intestinale Lumen, wo der Hauptteil der Digestion der Nahrungsbestandteile erfolgt. Bei den Afrikanischen Straußen macht der Dünndarm ca. 37% des gesamten Darmanteils aus. Im Vergleich dazu beträgt dieser Anteil bei Emus 88 %, bei Nandus 63 % und bei Hühner 90 %.

Bei einer Studie des Gastrointestinaltraktes von 20 Straußen im Alter von 2 - 52 Wochen wies das Duodenum eine durchschnittliche Länge von 0,8 m, das Jejunum von 1,6 m und das Ileum von 4,0 m auf. Jedes Caecum war 0,95 m lang und das Colon 16,0 m (Bezuidenhout, 1986).

Baltmanis et al (Baltmanis, 1997) führten eine Studie zur Fütterung durch, bei welcher die Tiere entweder mit Pellets oder mit einem Zusatzfutter und Luzernen- (*Medicago sativa*) und Bermudagrass-Heu (*Cynodon dactylon*) gefüttert wurden. Die Rohfasergehalte betragen jeweils 8,2 % und 14 %, die Pellets enthielten 1,1 % ADF (acid-detergent fibre) und 18,8 % NDF (neutral-detergent fibre), während die Diät aus Heu und Zusatzfutter 19,6 % ADF und 24,9 % NDF enthielt. Die Tiere wurden mit einem Gewicht von 114 kg bzw. einem Alter von 15 Monaten geschlachtet und hinsichtlich ihrer Haut, ihres Fleischertrages, den Abmessungen des Gastrointestinaltraktes und der Fleischqualität untersucht. Hierbei konnte festgestellt werden, dass der Dickdarm bei Tieren, welche mit einem mäßigen Rohfasergehalt gefüttert wurden, signifikant länger war, während die restlichen

Darmsegmente eine geringere Dimension aufwiesen. Wie zu erwarten war, erfolgte der größte Anstieg der Masse des gefüllten Darmes in den Blinddärmen und dem Dickdarm, die Leermasse des Gastrointestinaltraktes (inklusive des Drüsen- und Muskelmagens) erwies sich als 20 % höher bei den Tieren, welche mit moderaten Rohfasergehalten gefüttert wurden. Diese Massenzunahme kann einen großen Effekt auf die Aufrechterhaltung der Energiebilanz haben, da es sich bei dem Magendarmtrakt um eines der metabolisch aktivsten Organe des gesamten Organismus handelt.

Der Kontraktionszyklus des Drüsen- und Muskelmagens sowie des Duodenums bei Straußenküken ist ähnlich jenem von Puten (Swart, 1988). Eine retrograde Passage des duodenalen Inhaltes in den Muskelmagen verlängert die Zeit, in welcher das Futter den Sekreten des Pankreas und des Magens ausgesetzt ist (Cilliers, 1999).

Messungen ergaben einen pH-Wert von 2 im Drüsen- und Muskelmagen, obwohl dieser rasch auf einen Wert von 7 im Dünndarm und schließlich auf 8 im Dickdarm ansteigt (Swart, 1993 c).

Wie bei den meisten anderen Tieren auch, verfügen Strauße nicht über Cellulase, durch welche die pflanzliche Rohfaser verdaut werden kann, wodurch die Tiere auf die Nutzung von Fermentation angewiesen sind. Dies erfordert eine langsame Passagerate der Ingesta und einen Bereich innerhalb des Gastrointestinaltraktes, in welchem sich mikrobielle Kulturen ansiedeln und reproduzieren können, ohne durch die Passage der Ingesta ausgeschwemmt zu werden. Wiederkäuer haben sich zu diesem Zweck speziell adaptiert, hier siedeln sie sich im Pansen an. Die Passagerate ruminierender Tiere beträgt 38 – 50 h und erlaubt somit eine intensive Fermentation. Auch aviäre Spezies verfügen über verschiedene Adaptionsmechanismen. So weisen Raufuß- und Moorschneehühner die Fähigkeit auf, die Größe ihrer Blinddärme basierend auf dem Angebot und der Verdaulichkeit des Futters anzupassen (Moss, 1983).

Die Passagezeit der Ratiten ist ähnlich zu jener von Wiederkäuern und variiert mit Alter und Spezies. Bei 42 Tage alten Küken mit einem Körpergewicht von 5 – 10 kg beträgt sie ca. 39 h, bei Tieren mit einem Gewicht von 42 – 50 kg 47,9 h (Swart, 1993 c). Im Gegensatz dazu kann die Passagezeit bei Emus zwischen 3 und 48 Stunden betragen, sie ist vor allem von der Zusammensetzung der Ingesta abhängig (Cilliers, 1999).

## **5.2. Wasser**

Eine adäquate Versorgung der Tiere mit Wasser in Trinkwasserqualität ist essenziell für die Gesunderhaltung und das Wohlbefinden der Tiere. Wird dies nicht in vollem Umfang gewährleistet, kann es zu einer verminderten Wasseraufnahme kommen, wodurch sich ein

deutlich reduziertes Wachstum, eine schlechte Futtermittelverwertung und Leistungseinbußen einstellen können.

Die Aufnahme von Wasser erfolgt dabei sowohl über das Trinkwasser wie auch in gewissem Maß über das angebotene Futter, wobei ersteres jedoch die Hauptquelle darstellt. Es muss daher sichergestellt werden, dass zu jeder Zeit Trinkwasser zur Verfügung gestellt wird, um eine adäquate Aufnahme zu gewährleisten. Die Menge, die von den einzelnen Tieren benötigt wird, ist dabei von einer Vielzahl von Faktoren abhängig. Hierzu zählen unter anderem Körpergewicht und -größe, Verhalten, Temperatur und Luftfeuchte, Zusammensetzung und Textur des Futters sowie der Gesundheitszustand des Tieres.

Zudem steigt der Wasserverbrauch bei Anstieg des Salz- oder Fasergehaltes in der Nahrung. Durch die vermehrte Wasseraufnahme können höhere Mengen an Natrium und Chlorid ausgeschieden und das Futter angefeuchtet werden, sodass die Passage der Ingesta erleichtert wird, wenn diese aus einem höheren Gehalt an Fasern besteht.

Auch Erkrankungen können einen Effekt auf die Wasseraufnahme ausüben. So nimmt diese im Normalfall ab Einsetzen einer Erkrankung ab, häufig noch bevor klinische Symptome sichtbar werden. Eine plötzliche Reduktion der Wasseraufnahme kann daher bereits eine beginnende Erkrankung indizieren.

Wie bei anderen Geflügelarten, können auch bei Ratiten Intoxikationen in Folge zu hoher Wasseraufnahmen ausgelöst werden. Dies ist meist nach vorherigem, länger anhaltenden Dursten der Fall, Küken in einem Alter bis zu 3 Monaten sind hierfür besonders anfällig (Cilliers, 1999) .

### **5.3. Proteine und Aminosäuren**

Proteine bestehen aus Aminosäuren, welche zu langen Ketten verbunden sind. Die physikalischen und chemischen Eigenschaften von Proteinen variieren deutlich, sie sind abhängig von der Gesamtzahl und der Sequenz der Aminosäuren. Diese Aminosäuren sind Komponenten aller Gewebe, sie werden zudem für die Synthese biologisch aktiver Substanzen wie Hormone und Enzyme, für den Transport von Nährstoffen im Körper und für die Aufrechterhaltung eines Gleichgewichtes der Körperflüssigkeiten benötigt. Ein Defizit an Protein oder Aminosäuren in der Diät kann daher zu einem reduzierten Wachstum bei Jungtieren und einer reduzierten Reproduktionsleistung bei Adulttieren sowie einer schlechten Federqualität, Lethargie und einer reduzierten Resistenz gegenüber Krankheiten führen. Ein Teil der 22 Aminosäuren, welche in den Körpergeweben enthalten sind, müssen zwingend mit der Nahrung aufgenommen werden, sie werden als essentielle Aminosäuren bezeichnet. Bisher sind relativ wenige Informationen bezüglich dem Bedarf an diesen essentiellen Aminosäuren bei Ratiten verfügbar (Tully, 1996).

#### **5.4. Fett**

Wegen seines hohen Energiegehaltes ist Fett ein wichtiger Reservestoff (Korbel et al, 2016). Es kann chemisch als einfaches Lipid klassifiziert werden und besteht aus Fettsäuren, welche über Esterverbindungen an ein Glycerol-Molekül gebunden sind. Prinzipiell variieren verschiedene Fette hinsichtlich des Anteils ihrer Fettsäuren, pflanzliche Fette weisen hierbei im Vergleich zu tierischen eine hohe Konzentration an ungesättigten Fettsäuren auf (Tully, 1996).

Das im Futter enthaltene Fett steigert dessen Energiekonzentration deutlich, da es ca. 2,25 mal mehr Energie für den Metabolismus bereit stellt als die gleiche Menge an Kohlenhydraten und Proteinen. Zusätzlich zu der Bereitstellung von Energie fördert es aber auch die Aufnahme anderer, fettlöslicher Nährstoffe und reduziert den Staubgehalt der Futtermittel (Tully, 1996).

Verschiedene Faktoren beeinflussen den Beitrag, welchen Fette zu der verfügbaren Energie, die ein Futtermittel enthält, beisteuern. Diese beinhalten v.a. den Anteil ungesättigter Fettsäuren sowie das Alter der Tiere. Geflügel kann ungesättigte Fettsäuren aus pflanzlichen Ölen deutlich effizienter nutzen als gesättigte Fettsäuren tierischen Ursprungs. Dieser Unterschied wird vor allem bei Küken bis zu einem Alter von 3 Wochen deutlich, da bis zu diesem Alter die Gallen- und Pankreasenzyme, welche für die Digestion von Fetten notwendig sind, nur limitiert zur Verfügung stehen. Studien zeigen, dass die Fähigkeit Fette, vor allem gesättigte Fettsäuren, zu nutzen vom Schlupf bis zum 21. Lebenstag deutlich ansteigt (Tully, 1996).

#### **5.5. Kohlenhydrate und Rohfaser**

Kohlenhydrate bestehen aus Kohlenstoff, Wasserstoff und Sauerstoff und werden in Mono-, Oligo- und Polysaccharide eingeteilt. Bei Monosacchariden handelt es sich um Einfachzucker, welche fünf (Pentose) oder sechs (Hexose) Kohlenstoffatome enthalten. Ribose und Xylose zählen zu diesen Pentosen, Glucose, Fructose und Galaktose hingegen zu den Hexosen. Disaccharide bestehen aus zwei miteinander verbundenen Monosacchariden, hierzu gehören Sucrose, Laktose und Maltose.

Polysaccharide setzen sich aus Ketten von Zuckermolekülen zusammen, sie können in Pentosen, Hexosen und gemischte Polysaccharide unterteilt werden. Mono-, Di- und einige Polysaccharide wie Dextrin können von allen aviären Spezies gut verdaut werden (Tully, 1996).

Bei Zellulose handelt es sich um den Hauptbestandteil pflanzlicher Zellwände. Sie kann in der Regel von kommerziell genutzten Geflügelarten nicht genutzt werden, dies kann die Verdaulichkeit anderer Nährstoffe, welche im Futter enthalten sind, reduzieren. Hemizellulose enthält viele verschiedene Zucker und ist deutlich einfacher zu verdauen als Zellulose (Tully, 1996).

Die Rohfaser beinhaltet nicht-stärkehaltige Polysaccharide sowie Lignin und erweist sich als äußerst resistent gegenüber Verdauungsenzymen aller höher entwickelten Vertebraten, einschließlich der Ratiten. Inwieweit Zellulose dennoch aufgeschlüsselt werden kann, ist abhängig von der Darmflora eines Tieres, welche aus Bakterien, Hefen und Protozoen bestehen kann. Jeder Faktor, welcher auf diese Zusammensetzung einwirkt, kann die Kapazität eines Vogels Faser zu verdauen, beeinflussen, hierzu zählen plötzliche Futterumstellungen, Stress oder der Einsatz antimikrobiell wirkender Substanzen. Die mikrobielle Flora des Verdauungstraktes wird auch durch die Diät beeinflusst, enthält sie einen hohen Fasergehalt, werden Zellulose-verarbeitende Mikroorganismen stimuliert. Wird diese plötzlich auf eine Diät mit einem sehr geringen Faseranteil umgestellt, wird sich diese Population aus Bakterien und Protozoen zurück bilden und eine Population mit stärke nutzenden Organismen baut sich auf. Hierbei kann eine abrupte Umstellung zu einem bevorzugten Wachstum potenziell pathogener intestinaler Bakterien wie Clostridium spp. führen, was dem Entstehen einer Nekrotisierenden Enteritis Vorschub leistet. Die Entwicklung einer spezifischen mikrobiellen Darmflora ist ein relativ langsamer Prozess. Kurz nach dem Schlupf beginnt dieser langsame Aufbau, wenn das Küken mit Mikroorganismen aus der Umgebung in Kontakt kommt. Die Fermentation von Fasern erfolgt bei Ratiten zu einem Teil in Drüsen- und Muskelmagen, der Großteil erfolgt jedoch in den Blinddärmen und dem anschließenden Dickdarm (Tully, 1996).

## 5.6. Vitamine

Vitamine können grundsätzlich in wasserlösliche und fettlösliche Vitamine eingeteilt werden. Fettlösliche Vitamine werden im Darm resorbiert und in Lipidmizellen aufgenommen. Die Effizienz dieser Resorption ist abhängig von der Art und dem Gehalt des Fettes, welches in der Nahrung enthalten ist sowie von der Fähigkeit des einzelnen Tieres, dieses zu verdauen und zu resorbieren. Fettlösliche Vitamine können im Gegensatz zu den wasserlöslichen bis zu einem gewissen Maß in verschiedenen Körpergeweben gespeichert werden (Tully, 1996).

Vitamin A gilt als Wachstums- und Schutzvitamin für die Haut und beeinflusst auch die

Fruchtbarkeit (Korbel et al, 2016). Es kann in verschiedenen Formen vorliegen, wobei Retinol am besten genutzt werden kann, gefolgt von  $\beta$ -Carotinoiden und Retinal. Da Vitamin A, wenn es als Retinol vorliegt, jedoch sehr instabil ist, enthalten kommerzielle Supplementierungen meist Retinylacetat oder -palmitat. Ein Überangebot an Vitamin A reduziert die Aufnahme von Vitamin D und E. Ein Defizit hingegen kann zu einer erhöhten Anfälligkeit gegenüber Infektionen, Konjunktivitis und Blindheit bei Jungtieren sowie einer schlechteren Reproduktionsrate und Nephritis bei Adulttieren führen (Tully, 1996).

Vitamin D fungiert in seiner aktiven Form als Hormon (Tully, 1996) und reguliert den Mineralstoffhaushalt (v.a. Calcium, Phosphor, u.a.) (Korbel et al, 2016). Es sollte der Ration stets als Vitamin D3 zugesetzt werden. Nach der Resorption im Darm wird es in Leber und Niere in die aktive Form hydroxyliert, bei einer Funktionsstörung dieser beiden Organe ist eine effiziente Hydroxylation nicht möglich.

Vitamin D3 stimuliert die Synthese eines Calcium-bindenden Proteins im Darmtrakt und in den Drüsen des Oviductes. Das Calcium-bindende Protein transportiert Calcium und Phosphat im Magen-Darm-Trakt sowie Calcium durch die Zellmembranen in die Drüsen, welche für die Schalenbildung im Oviduct zuständig sind. Zudem regelt Vitamin D3 die Osteoblastenaktivität, welche für das Wachstum und die Integrität der Knochen verantwortlich ist (Tully, 1996).

Vitamin E schützt Vitamin A und andere Stoffe vor der Zerstörung und führt zu einer besseren Verwertung (Korbel et al, 2016).

Die Resorption von Vitamin E im Gastrointestinaltrakt frisch geschlüpfter Vögel ist limitiert, daher sollten die Rationen der Elterntiere adäquat supplementiert werden, um eine vorzeitige Entleerung der embryonalen Speicher zu verhindern, bevor die Küken über eine effiziente Resorption von Vitamin E aus der Nahrung verfügen. Natürliches Vitamin E, das Tocopherol, ist unter normalen Umweltbedingungen relativ instabil und wird sehr leicht im Rahmen der Pelletierung, bei Lagerung bei sehr hohen Temperaturen oder durch Ranzigwerden zerstört. Kommerzielle Produkte enthalten Vitamin E daher in Form von Estern, welche häufig in Gelatine-behüllte Partikel eingeschlossen werden, um ihre Wirksamkeit zu erhalten. Ein Mangel an Vitamin E kann zu Reproduktionseinbußen bei erwachsenen Tieren sowie zu muskulärer Dystrophie oder Encephalomalazie bei deren Küken führen. Freie Radikale, welche durch die Peroxidation von Fettsäuren entstehen, können Vitamin E zerstören, wodurch ebenfalls eine Encephalomalazie sowie eine Immunsuppression ausgelöst werden kann.

Vitamin K ist eine essentielle Komponente im Rahmen der Blutgerinnung. Die Vitamine A, D,

E und K sind fettlöslich (Tully, 1996).

Der Vitamin B-Komplex ist wasserlöslich. Er besteht aus Thiamin (B1), Ribofalvin (B2), Pantothersäure (B5), Niacin (B3), Pyridoxin (B6), Biotin (B7), Folsäure (B9) sowie Cobalamin (B12) und reguliert den Stoffwechsel. Besonderer Bedeutung kommt dabei Vitamin B12 zu, da es universell wirksam und notwendig für die Blutbildung, die Nerventätigkeit und das Wachstum ist (Korbel et al, 2016). Der B-Komplex wird nicht im Körper gespeichert, eine tägliche Aufnahme dieser Stoffe ist daher notwendig um einer Unterversorgung vorzubeugen. Hierfür reicht jedoch in der Regel eine ausgewogene Futtermittelration aus, sodass auf eine zusätzliche Supplementation verzichtet werden kann.

Eine Hypovitaminose kann in einer reduzierten Eiproduktion, erhöhter Embryonensterblichkeit und -deformationen sowie einer verringerten Lebensfähigkeit der Küken resultieren (Korbel et al, 2016).

Vitamin C kann von Ratiten, wie von vielen anderen Vogelspezies auch, selbst synthetisiert werden und muss daher nicht speziell über die Nahrung aufgenommen werden (Korbel et al, 2016).

### **5.7. Mineralstoffe**

Mineralstoffe werden von allen Tierarten in einem gewissen Maß benötigt, da sie nicht nur für den Aufbau des Knochengerüsts, sondern auch für die sonstigen Funktionen des tierischen Organismus wichtig sind (Tully, 1996). In größeren Mengen sind dies besonders Calcium, Phosphor, Natrium, Kalium und Magnesium, welche daher auch als sogenannte Mengenelemente bezeichnet werden. Diese Elemente müssen in besonderem Verhältnis zueinander, den Leistungen der Tiere entsprechend, mit dem Futter zugeführt werden. Außerdem sind bestimmte Elemente in kleinsten Mengen als sogenannte Spurenelemente notwendig (Korbel et al, 2016).

Phosphor und Calcium sind die zwei wichtigsten Mengenelemente für den Skelettstoffwechsel. Letzterem kommt zudem eine essenzielle Bedeutung für die Eischalenbildung, den Säure-Basen-Haushalt, die Blutgerinnung sowie neuromuskulären Funktionen zu. Einige Futtermittel wie Knochenmehl oder Luzerne weisen einen relativ hohen Gehalt an Calcium auf, in den meisten Fällen jedoch muss für eine adäquate Versorgung dieses der Ration zugesetzt werden. Hennen weisen während der Legesaison einen besonders hohen Bedarf auf und sollten Calcium in ausreichendem Maß erhalten, um sowohl ihren Erhaltungs- wie auch den Bedarf für die Eischalenproduktion decken zu können (Tully, 1996).

Phosphor ist essentiell für den Aufbau des Knochens, die Muskelaktivität, den Stoffwechsel sowie den Säure-Basen-Haushalt. Viele Getreidearten weisen einen hohen Gehalt an Phosphor auf, wobei dieses meist in Form von Phytat vorliegt. Aufgrund dessen komplexbildenden Eigenschaften kann es andere Mineralstoffe wie Calcium und Magnesium binden, sodass diese dem Organismus nicht mehr zur Verfügung stehen. Es sollte daher stets darauf geachtet werden, dass die Ration mit ausreichend Phosphat supplementiert wird, welches nicht in Form von Phytat vorliegt und daher vom Körper genutzt werden kann. Das Verhältnis von Calcium zu diesem Phosphat sollte in der Starter-, Aufzucht- und Erhaltungsration 2:1, bei den Hennen während der Legeperiode 3 - 4 : 1 betragen. Imbalancen im Calcium-Phosphor-Haushalt können zu Knochendformationen, schlechter Eischalenqualität sowie bei Jungtieren zu einem verminderten Wachstum führen. Ein Überangebot an Calcium oder Phosphat hingegen bewirkt eine verringerte Absorption und Nutzung verschiedener Spurenelemente wie Mangan, Zink oder Kupfer (Tully, 1996).

Magnesium, welches für die Funktion verschiedener Enzyme, die Eiproduktion und andere metabolische Stoffwechselfvorgänge benötigt wird, ist vor allem in Luzerne und anderen Futterpflanzen enthalten und muss daher im Normalfall nicht zusätzlich supplementiert werden. Ein Überangebot hingegen kann Durchfälle, eine verringerte Futteraufnahme sowie einen inhibitorischen Effekt auf die Aufnahme von Calcium aus der Nahrung bewirken (Korbel et al, 2016).

Mangan ist essentiell für den Knorpelaufbau bei Ratiten, zudem wird es als Cofaktor für verschiedene Enzyme benötigt. Es wird nur in sehr geringem Maß durch die Aufnahme von Getreide und anderen Futterpflanzen, welche in den üblichen Rationen enthalten sind, zur Verfügung gestellt und muss daher supplementiert werden. Hierbei ist darauf zu achten, dass eine exzessive Aufnahme von Calcium und Phosphat vermieden werden sollte, da diese einen inhibitorischen Effekt auf die Resorption und Nutzung von Mangan haben können. Ein Mangel kann bei Geflügel im Wachstum zu Chondrodystrophie sowie bei Embryonen, welche von Hennen mit einer defizitären Versorgung stammen, zu Missbildungen führen. Bisher ist über die Auswirkungen eines Manganmangels bei Ratiten noch wenig bekannt (Tully, 1996).

Zink gehört ebenfalls zu den essentiellen Spurenelementen und muss in der Regel über eine Supplementation in anorganischer Form zugeführt werden. Es wird für die Bildung von Knochensubstanz, Haut und Federn benötigt. Ein Defizit äußert sich häufig in einer Verkürzung der Knochen der Ständer, Dermatitis sowie eines schlechten Gefiederzustandes. Eine exzessive Aufnahme von Calcium über die Ration für Hennen

während der Legesaison kann bei Hähnen zu einer reduzierten Resorption von Zink führen, was wiederum in einer verringerten Fertilität resultieren kann. Zinkintoxikationen können auftreten, wenn über längere Zeit galvanisiertes Wasser als Tränkwasser angeboten wird. Eine exzessive Aufnahme verringert zudem die Resorption von anderen essentiellen Spurenelementen wie Kupfer oder Molybdän (Tully, 1996).

Die Spurenelemente Eisen und Kupfer sind Komponenten des Hämoglobins, außerdem werden sie für die physiologische Bildung von Federn benötigt. Kupfer spielt zudem eine wichtige Rolle bei der Bildung von Elastin, welches im Gewebe von Knorpeln, Knochen und Blutgefäßen enthalten ist.

Beide Spurenelemente sollten der Futtermittelration in anorganischer Form zugesetzt werden, um in ausreichendem Maß zur Verfügung zu stehen. Verschiedene Mineralstoffe können die Resorption und den Transport von Kupfer beeinträchtigen, zu diesen zählen Calcium, Phosphat, Zink, Eisen und Molybdän (Tully, 1996).

Molybdän fungiert als Cofaktor für das Enzym Xanthinoxidase, welches die Oxidation von Xanthin und Hypoxanthin zu Harnsäure katalysiert. Die Aufnahme aus der Nahrung ist abhängig von dem Gehalt verschiedener anderer Mineralstoffe in der Ration (Tully, 1996).

Selen wird für das Enzym Glutathionperoxidase benötigt, welches einen wichtigen Bestandteil der zellulären Abwehr von oxidativem Stress darstellt und fungiert zusammen mit Vitamin E als biologisches Antioxidans. Eine Supplementierung erfolgt bei den meisten Rationen für Ratiten, jedoch ist sollten bestimmte Höchstmenge nicht überschritten werden. Eine exzessive Aufnahme von Selen führt zu einer Intoxikation, welche sich besonders in einer erhöhten Sterblichkeitsrate sowie in Missbildungen bei Embryonen manifestiert. Zudem gibt es Berichte über degenerative Myopathien bei Ratiten. Aufgrund der erhöhten Intoxikationsgefahr sollte eher Vitamin E als Selen supplementiert werden. Vor allem parenterale Gaben zur Therapie kongenitaler Beinfehlstellungen bei Küken sowie zu einer Verbesserung der Fertilität und Eiproduktion bergen die Gefahr, eine Intoxikation hervorzurufen (Tully, 1996).

Jod ist eine wichtige Komponente von Thyroxin und Trijodthyronin, welche für eine normale Funktion der Schilddrüse unerlässlich sind. Es ist normalerweise in ausreichender Menge in kommerziellen Mineralstoffvormischungen enthalten. Jodmangel kann zu einer Vergrößerung der Schilddrüse, einer Änderung der Stoffwechselrate sowie schlechteren Schlupfergebnissen führen (Tully, 1996).

Eine adäquate Versorgung der einzelnen Tiere mit den verschiedenen Mineralstoffen ist von

einer Vielzahl von Faktoren abhängig. Bei dem Verdacht eines Mineralstoffmangels sollte dieser durch weiterführende Untersuchungen der Futtermittel, aber auch von Serum- und Gewebespiegel bestätigt werden, bevor eine unkontrollierte Supplementation mit einer breiten Spanne an Mineralien durchgeführt wird (Tully, 1996).

### **5.8. Grit**

Der Muskelmagen der Ratiten hat die Aufgabe, das Futter durch mahlende Bewegungen zu zerkleinern. Dies wird durch den aufgenommenen Grit unterstützt, da er harte Oberflächen bietet, an welchen die Partikel zermahlen werden können. Dieser Zerkleinerungsvorgang ist auch ohne die Hilfe von Grit möglich, jedoch wird hierbei ein deutlich geringerer Anteil des Futters zerkleinert (Shanawany, 1999).

### **5.9. Nutritive Bedürfnisse wachsender Tiere**

Straußenküken können sich während der ersten sieben bis zehn Tage von den Resten ihres Dottersacks ernähren, daher ist nach dem Schlupf ihr Bedarf an Wasser deutlich größer als eine möglichst schnelle Futteraufnahme. Aus diesem Grund war es lange Zeit gängige Praxis, den Tieren während der ersten zwei bis drei Tage kein Futter anzubieten um sicherzustellen, dass die Tiere genügend Wasser aufnehmen und um ihnen Zeit zu geben, ihren Dottersack aufzubrechen, sodass dieser nicht über einen längeren Zeitraum persistiert (Shanawany, 1999). Dies wird nach aktuellem wissenschaftlichen Stand und praktischen Erfahrungen jedoch nicht mehr empfohlen, da hierdurch eine funktionelle Entwicklung des Verdauungsapparates verzögert wird (Verwoerd, 1998).

Von Beginn an ist es wichtig darauf zu achten, dass die Tiere ausreichend Wasser aufnehmen, sollte dies nicht der Fall sein, muss die Beleuchtung sowie die Temperatur des Aufzuchtbereiches, in welchem sich die Tiere befinden, überprüft werden. Die Produktion eines weißen Urins kann Hinweis auf eine zu geringe Wasseraufnahme sein, da sich die normalerweise relativ durchsichtige Harnsäure nach ca. zwei Tagen, in welchen die Tiere eine Dehydratation erfahren, in eine dicke, weiße Masse wandelt, nach drei Tagen wird häufig gar kein Urin mehr abgesetzt. Es wird empfohlen, den Küken zu Beginn ihr Futter in Form von Pellets anzubieten, dies kann initial auf den Boden gestreut werden, um eine Aufnahme im Rahmen des Erkundungsverhaltens und Pickens anzuregen, anschließend kann eine langsame Umstellung auf die Fütterung aus Futterschalen erfolgen (Shanawany, 1999).

Unabhängig davon, ob die Küken für die Fleischproduktion oder als zukünftige Zuchttiere

aufgezogen werden, muss ihr initiales Wachstum regelmäßig kontrolliert werden, um Probleme, welche mit einem zu schnellen Wachstum in Zusammenhang stehen, zu vermeiden. Zu diesen zählen unter anderem Erkrankungen des Skelettsystems. Wachsen die Tiere zu rasant, kann dies zu einer höheren Anzahl an Beindefformationen führen, da das rasch ansteigende Extragewicht vollständig auf den Beinen lastet. Wird zur Steuerung des Wachstums eine quantitative Futterrestriktion angewendet, wird den Tieren täglich eine vorbestimmte Menge an Futter angeboten, dies kann entweder einmalig, aber auch in zwei bis drei Portionen erfolgen. Von Nachteil bei dieser Methode ist eine ungleichmäßige Futterraufnahme, stärkere oder aggressivere Küken konsumieren dabei einen größeren Anteil als schwächere Küken, die durch das limitierte Angebot unter Umständen ihre Bedürfnisse nicht vollständig decken können. Dies kann zu einer unausgeglichene, auseinanderwachsenden Herde führen. Bei einer qualitativen Restriktion des Futters wird den Tieren eine Ration ad libitum zur Verfügung gestellt, diese enthält jedoch einen vergleichsweise geringen Gehalt an bestimmten nutritiven Bestandteilen. Hierbei muss jedoch darauf geachtet werden, die Nährstoffe nicht so weit zu limitieren, dass ein ausgewogenes Wachstum der Küken gestört wird. Eine Limitierung des Energiegehaltes auf 9 bis 10 MJ ME/kg ist in der Regel ausreichend um ein kontrolliertes Wachstum zu erreichen (Shanawany, 1999).

Obwohl Strauße in der Lage sind, einen deutlich höheren Faseranteil als andere domestizierte Vögel zu verwerten, ist ihnen dies erst mit Erreichen eines bestimmten Alters möglich. Vom Zeitpunkt des Schlupfes bis zu einem Alter von zwei Monaten beträgt die Verdaulichkeit der NDF (neutral detergent fibre) nur 6 – 15 %, diese steigt jedoch ab dem 4. Lebensmonat auf einen Wert von 58 %. Es ist daher wichtig, während der ersten Lebenswochen keine Futtermittel zu verwenden, die einen Fasergehalt von mehr als 5 % enthalten (Shanawany, 1999).

Die nutritiven Bedürfnisse ändern sich mit zunehmendem Alter der Tiere, ab dem dritten Lebensmonat sollte daher der Energie- und Rohfasergehalt gesteigert, der Gehalt an Rohprotein hingegen gesenkt werden. Der Anteil an Rohfaser sollte bis zu einem Alter von 5 Monaten ca. 10 - 11 % betragen, dies ist auch für die Federentwicklung von Bedeutung. Analog hierzu sollte der Energiegehalt auf Werte von 10 - 10,5 MJ ME/kg erhöht, das Rohprotein hingegen schrittweise auf ca. 18 – 20 % reduziert werden. Zudem muss auf ein ausgewogenes Verhältnis zwischen Calcium und dem verfügbaren Phosphor geachtet werden, dieses sollte sich zwischen 1,8 - 2,1 : 1 bewegen (Korbel et al, 2016).

### 5.10. Nutritive Bedürfnisse von Adulttieren

Strauße erreichen mit einem Alter von einem Jahr etwa 90 - 95 % ihres maximalen Körpergewichtes, mit dem Erreichen ihres vollen Muskel- und Skelettwachstumes in diesem Alter steigt ihre Stoffwechselrate kaum noch. Alle größeren metabolischen Veränderungen des Körpers zielen ab diesem Zeitpunkt hauptsächlich auf die Entwicklung der Geschlechtsorgane ab, hierzu zählen das Ovar und das Oviduct der Hennen und die Hoden der Hähne (Cilliers, 1999).

Die Erhaltung der bestmöglichen Kondition der Tiere ist von besonderer Bedeutung. Adipositas ist eines der häufigsten Probleme, welche es ab einem Alter von 1 Jahr bis zum Eintritt in die Bruttätigkeit zu verhindern gilt. Aber auch Anorexie oder ein Defizit an bestimmten nutritiven Inhaltsstoffen kann zu einem verzögerten Eintritt in die Geschlechtsreife und einer reduzierten Leistung während der Brutsaison führen. Die Kombination aus einer quantitativen und qualitativen Restriktion hat sich hierbei als eine zielführende Methode erwiesen, hierfür sollte eine ausgeglichene Diät, welche alle notwendigen Vitamine und Mineralstoffe, jedoch nur geringe Gehalte an Protein und Energie enthält, gefüttert werden. Der Fasergehalt des Futters kann auf 15 % gesteigert werden. Den Tieren sollte in diesem Zeitraum ca. 1,5 kg dieser Ration täglich angeboten werden. Während kalter Wetterperioden sollte jedoch der Anteil einer energiereichen Komponente im Zusatzfutter erhöht werden. Die hier beschriebene Ration sollte auch Adulttieren außerhalb der Zuchtsaison angeboten werden (Cilliers, 1999).

Ab einem Alter von ca. 18 Monaten sollte den Tieren eine Zuchtration angeboten werden, diese sollte idealerweise einen relativ hohen Gehalt an Energie und Proteinen enthalten. Tiere, welche sich kurz vor der Zuchtsaison befinden oder bereits brüten, benötigen höhere Energielevels um die Produktion ihrer Spermien bzw. Eizellen aufrecht zu erhalten. Obwohl ein Teil des Fasergehaltes durch Straußenvögel in Energie umgewandelt werden kann, bedürfen die Vögel während der Brut einer einfacher zur Verfügung stehenden Energiequelle. Zudem bestehen die Eier der Tiere zu ca. 20 % aus einer Kalkschale, deren Hauptbestandteil Calcium darstellt, daher müssen zu Beginn der Brutsaison der Calcium- und Phosphorgehalt auf mindestens 40 bzw. 7,5 g/kg in der Ration erhöht werden. Hierbei ist darauf zu achten, dass nur ein Teil des totalen Phosphors von den Tieren genutzt werden kann. Werden die Mengen dieser Mineralstoffe nicht ausreichend an die Bedürfnisse der Vögel angepasst, kann dies in einer ausbleibenden oder reduzierten Legeleistung resultieren, hierbei kann auch die Rate fertiler Eier sinken und jene von Windeiern ansteigen (Cilliers, 1999).

## 6. Verhalten

Das wohl am häufigsten mit Straußen in Verbindung gebrachte Verhaltensmuster ist ihr angebliches „Kopf-in-den-Sand-stecken“, bei welchem es sich jedoch um einen Mythos ohne jegliche reale Grundlage handelt. Da sowohl die Ausübung eines artgemen Verhaltens wie auch die Deckung aller ihrer natürlichen Bedürfnisse eine wichtige Voraussetzung für einen gesunden Tierbestand darstellt, sind fundierte Kenntnisse sowohl des Tierhalters wie auch des bestandsbetreuenden Tierarztes von großer Bedeutung. Hierbei muss jedoch zwischen dem Verhalten freilebender und farmmäßig gehaltener Tiere unterschieden werden.

### 6.1. Sozialverhalten

#### 6.1.1. Freilebende Tiere

Außerhalb der Brutsaison sind Strauße sehr soziale Tiere (Bertram, 1992), welche Gruppen mit verschiedenen Altersstufen und Geschlechtern, vor allem in der Nähe von Wasserstellen, bilden. In Namibia können solche Gruppen hunderte von Tieren umfassen, wobei spezifische Familienstrukturen auch in solch großen Ansammlungen erhalten bleiben (Sauer, 1966). Größere Gruppen erlauben es einzelnen Tieren einfacher Gefiederpflege zu betreiben oder zu schlafen als es ihnen in kleineren Einheiten möglich wäre (Sauer, 1966). Während der Brutsaison sind jedoch wesentlich kleinere Gruppen, häufig auch nur aus ein bis zwei Tieren bestehend, normal (Bertram, 1992).

Ihre natürlichen Habitate teilen Strauße in der Regel auch mit anderen Spezies, wobei sie jedoch engen Kontakt zu diesen meiden. Bei Beobachtungen von freilebenden Straußen in Namibia waren 75% der Interaktionen mit verschiedenen Spezies weitestgehend neutral geprägt, wobei diese entweder ignoriert, toleriert oder vermieden wurden (Sauer, 1970). Selten zielt ihr Verhalten auf die Abwehr anderer Tiere ab (Sauer, 1970).

#### 6.1.2. Farmmäßig gehaltene Tiere

Im Rahmen von Studien in Namibia wurde die soziale Struktur von Strauengruppen bestehend aus neun bis zehn Adulttieren gemischten Geschlechts untersucht, hierbei wurde die Alpha- und Betaposition der Rangordnung in jeder Gruppe von einem älteren männlichen Tier besetzt. Obwohl Hähnen nicht automatisch eine hohe Position in der sozialen Struktur garantiert war, nahmen Hennen generell jedoch eher niedrigere Positionen in der Rangordnung ein (Sambras, 1995).

ber das agnostische Verhalten farmmäßig gehaltener Strauße ist bisher vergleichsweise

wenig bekannt, jedoch kann hin und wieder ein aggressives Verhalten gegenüber weiblichen Tieren durch junge Hähne beobachtet werden (Stewart, 1994), Aggressionen adulter Tiere richtet sich in der Regel hauptsächlich gegen jüngere Küken (Bolwig, 1973).

## **6.2. Verhalten von Adulttieren**

Bei Untersuchungen zum Verhalten wildlebender Strauße in der Namib-Wüste wurden einige der Tiere mit einem Sender versehen und ihre Aktivitäten im Tagesverlauf protokolliert. Nachts konnten keine größeren Bewegungen der Vögel erfasst werden, vermutlich ruhten die Tiere in dieser Zeit. Während der Tageslichtperiode (6.30 – 19.00 Uhr) verbrachten die Vögel ca. 60 % ihrer Zeit mit Laufen, 20 % mit Picken und 16 % mit Stehen. Gefiederpflege und Sitzen machten jeweils weniger als 3 % der Tagesaktivität aus und auf sämtliche andere Verhaltensmuster entfielen weniger als 1 % (Williams, 1993). Andere Untersuchungen ergaben, dass Tiere beider Geschlechter 3 % ihrer Zeit während der Lichtperiode mit der Futteraufnahme, 29 % mit Laufen, 18 % mit Beobachtungen ihrer Umgebung und 9 % mit der Gefiederpflege beschäftigt waren (Bertram, 1992). Auch die Nutzung ihres Habitats wurde im Rahmen solcher Studien ausgewertet. Hierbei wurde beobachtet, dass erwachsene Strauße 64 % ihrer Zeit auf Kiesebenen verbrachten, welche spärlich mit winterharten Grassorten bewachsen waren, während sie 26 % ihrer Zeit in ausgetrockneten Bachläufen mit Gestrüpp und Bäumen zu finden waren, wo der Pflanzenbewuchs wesentlich dichter war. Die Tiere pickten hier signifikant öfter als im Flachland, wo sie sich deutlich mehr vorwärtsbewegen mussten als in den ausgewaschenen Bachläufen. Dies wurde auch anhand der erfassten Schrittzahl deutlich (Williams, 1993).

## **6.3. Ernährungs- und Ausscheidungsverhalten**

### **6.3.1. Freilebende Tiere**

Erwachsene Strauße ernähren sich fast ausschließlich vegetarisch, wobei sie jedoch auch ab und zu trockene Knochen aufnehmen (Milton, 1994). Die Futterselektion ist primär visuell gesteuert, hierbei rupfen die Tiere mit dem Schnabel an den verschiedenen Pflanzen und zupfen Blätter von Sträuchern und Gehölzen, ein gezieltes Abbeißen ist aufgrund der fehlenden Zähne nicht möglich (Dean W. R. J., 1994). Strauße konsumieren eine Vielzahl an Pflanzen abhängig vom jeweiligen jahreszeitlichen Vorkommen in ihrem Habitat. Grüne, ganzjährig vorkommende Grassorten sowie Kräuter werden bevorzugt, jedoch werden auch Blätter, Blüten und Früchte von Sukkulente und verschiedenen Gehölzen verzehrt. Selten werden tote Pflanzenteile, hölzernes Material sowie Pflanzen, welche für Säugetiere toxisch sein können, aufgenommen (Williams, 1993). Strauße scheinen Kräuter mit einem geringen Phenol- und hohen Rohfaseranteil zu bevorzugen (Milton, 1994). Adulte Tiere benötigen

täglich ca. 5 - 6 kg frisches Futter mit einem Wassergehalt von ca. 70 %. Zudem müssen sie Steine mit ihrer Nahrung aufnehmen, allerdings schlucken sie häufig auch Gegenstände wie Drähte, Nägel oder andere Fremdkörper ab (Milton, 1995).

Untersuchungen von Straußen in Kenia ergaben, dass auch die Gruppengröße einen signifikanten Effekt hat, wobei einzeln lebende Tiere deutlich weniger Zeit auf ihre Futteraufnahme mit deutlich kürzeren Sequenzen, in welchen das Futter aufgenommen wird (16,2 s für einzelne Tiere im Vergleich zu 34,1 s bei in Gruppen lebenden), verwenden (Burger, 1988).

Die Futteraufnahme ist eng verbunden mit dem Wachsamkeitsverhalten der Laufvögel, da in dem Moment, in dem der Kopf für die Futteraufnahme gesenkt wird, eine Beobachtung ihrer Umgebung nicht möglich ist. Bei Studien wilder Strauße während der Brutsaison konnte beobachtet werden, dass mit steigender Gruppengröße von bis zu 3 bzw. 4 Tieren die Anzahl und auch die Zeitdauer, in welcher der Kopf gehoben wurde, deutlich absank. Hierbei waren die Hähne deutlich wachsamer als die Hennen, unabhängig von der Gruppengröße, was auf ein vermehrtes Absuchen der Umgebung nach möglichen Fressfeinden, potentiellen Gefährten und rivalisierenden Hähnen zurück zu führen sein könnte (Bertram, 1980).

Prinzipiell scheinen Hähne eher einzeln zu leben und deutlich öfter den Kopf hoch zu halten, als dies bei den Hennen der Fall ist. Sowohl männliche wie weibliche Tieren verbringen signifikant mehr Zeit mit Laufen, wenn sie in einheitlichen Gruppen unterwegs sind im Vergleich zu gemischt-geschlechtlichen Gruppen (Burger, 1988).

### 6.3.2. Farmmäßig gehaltene Tiere

Während der Brutsaison unterscheidet sich das Verhalten der männlichen Tiere bezüglich der Aufnahme von Futter deutlich von jenem der Hennen (Ross, 1998). Studien zeigten, dass Straußenhähne während einer 10-minütigen Periode direkt nach der Fütterung signifikant weniger Zeit damit verbrachten dieses aufzunehmen als Hennen, obwohl die Anzahl der ihnen angebotenen Futterplätze deutlich höher war. Die Zeit, welche mit einem Absuchen der Umgebung verbracht wurde, war hingegen bei den Hennen deutlich kürzer als bei den Hähnen. Zudem hoben die männlichen Tiere auch deutlich öfter ihren Kopf während dieser Periode kurz nach der Anlieferung des Futters. Diese Verhaltensmuster werden einer erhöhten Wachsamkeit der Hähne zugeordnet, von welchen die weiblichen Tiere zugunsten der Futteraufnahme profitieren.

Straußen nehmen konzentriertes Futter in Form von Pellets auf, wenn ihnen dieses angeboten wird, jedoch werden sie wenn immer möglich einen Teil ihrer Nahrungsaufnahme

durch die natürliche Vegetation abdecken (Milton, 1995). Hierbei wird die Grasnarbe häufig durch ein Überweiden und das Entstehen von Pfaden geschädigt (Dean W. R. J., 1994). Auf britischen Farmen konnte beobachtet werden, dass vor allem an Stellen in der Nähe von Toren und Umzäunungen des Geheges ein natürlicher Bewuchs nicht mehr möglich war, dieses Problem wurde durch länger anhaltende Phasen nassen Wetters verstärkt (Milton, 1999). Während der Sommermonate ist ein Zuchtpaar nicht in der Lage, eine Weide mit einer Fläche von 1200 m<sup>2</sup> abzugrasen, ein Mähen dieser wird daher erforderlich (Milton, 1999).

Ein fehlgerichtetes Fütterungsverhalten wird häufig als Ursache für die Aufnahme von Steinen, Stroh, langem Gras und Wurzeln, welche zu einer Obstipation des Proventriculus führen, angenommen (Huchzermeyer, 1997). Andere Verhaltensmuster aus diesem Funktionskreis umfassen das Luftschnappen, Drahtzupfen oder Federpicken (Stewart, 1994; Sambras, 1995 a; Huchzermeyer, 1997; Lambrechts, 1998).

#### **6.4. Fortpflanzungsverhalten**

Weibliche Tiere zeigen im Rahmen der Balz verschiedene Verhaltensmuster. Dominante Hennen sind meist recht aggressiv gegenüber anderen weiblichen Tieren und allen Jährlingen in ihrer Gruppe, diese wiederum zeigen als Reaktion häufig ein sogenanntes Demutsverhalten mit tief gehaltenem Kopf, s-förmig durchgebogenem Hals und nach unten gehaltenem Schwanz, um den Aggressor zu beruhigen. Männliche Tiere scheinen ihr Balzverhalten später zu entwickeln als die weiblichen Tiere, während der Balzzeit färben sich ihre Ständer, der Schnabel sowie der Hals charakteristisch rot. In gemischten Gruppen zeigt sich ihr Dominanzverhalten durch eine aufrechte Haltung, bei der sich die Tiere möglichst groß erscheinen lassen wollen, einem steil aufgestellten Schwanz sowie eine erhöhten Aggressionsbereitschaft gegenüber anderen Tieren aus der Gruppe. Häufig wird zudem der eregierte Phallus aus der Kloake ausgestülpt. Beginnen die Hähne ihr Nest zu scharren, entwickeln sie ein ausgeprägtes Territorialverhalten für das Gebiet, in welchem sich dieses befindet (Sauer, 1970). Bei Studien wildlebender Tiere in Kenia variierten die Größen dieser Gebiete zwischen 1 und 19 km<sup>2</sup>, wobei immaturen Hähnen eher kleinere Territorien zukamen (Bertram, 1992). Einzelne Bereiche dieser Territorien überschritten sich kaum und konnten meist von den Hähnen in den darauffolgenden Jahren wieder genutzt werden. Die Verteidigung dieser beinhaltete das Abschreiten der Reviergrenzen sowie das Jagen potenzieller Eindringlinge. Im Gegensatz hierzu bewegten sich weibliche Tiere in Gebieten von bis zu 25 km<sup>2</sup> und kreuzten hierbei die Territorien verschiedener Hähne, wobei jedoch einige wenige männliche Tiere aktiv von den Hennen gemieden wurden (Bertram, 1992).

Das Balzverhalten der Strauße beinhaltet verschiedene spezifische Verhaltenssequenzen und wird häufig durch den Balzruf des Hahnes, das sogenannte „Boomen“ eingeleitet. Hierbei handelt es sich um einen tiefen, langgezogenen Ton, welcher von dem männlichen Tier ausgestoßen wird. Hat er durch diesen eine passende Henne angelockt, werden verschiedene Rituale wie die gemeinsame Futteraufnahme durchgeführt, welche häufig durch Zeiten unterbrochen werden, in denen die Tiere einzeln grasen. Im nächsten Schritt schreitet der Hahn mit ausgebreiteten Schwingen, während der Hals bei jedem Schritt vor- und zurück gestreckt wird und die Flügel abwechselnd geschwungen werden. Im Anschluss lässt er sich nieder und zeigt ein Verhalten, welches als „Kanteling“ bezeichnet wird. Dabei bewegt er seinen Kopf und Hals rhythmisch von einer Seite zur anderen. Die Henne zeigt als Reaktion ein Demutsverhalten, bei dem die Flügel hängen gelassen, vorwärts gestellt und rhythmisch geschüttelt werden, zudem wird der Kopf tief getragen, begleitet von einem typischen Klappern mit dem Schnabel. Schließlich lässt sich auch die Henne nieder mit aufgestelltem Schwanz und vorwärts gestrecktem Hals. Hierauf erhebt sich der Hahn und setzt sich auf die Henne. Mehrfache Stöße des Phallus sind in der Regel nötig, bevor ein vollständiges Eindringen möglich ist. Während der Kopulation zeigt der Hahn ebenfalls sein als „Kanteling“ bezeichnetes Verhalten wobei der Hals gestreckt und ein tiefer kehliges Laut ausgestoßen wird. Während des 30 bis 60 s anhaltenden Tretaktes übernimmt die Henne in der Regel eine passive Rolle (Sauer, 1966).

Auch unnatürliche sexuelle Verhaltensmuster wurden bei Afrikanischen Straußen beobachtet. So gibt es Berichte von größeren Gruppen männlicher Tiere in Namibia, wo typisches Balzverhalten gegenüber anderen Hähnen gezeigt wurde, welches von diesen in der Regel aber nicht erwidert wurde. Hier wurden verschiedene Erklärungsansätze diskutiert wie den Abbau sexueller Spannungen vor der Brutsaison oder um Aggressionen assoziiert mit Perioden langanhaltender widriger Wetterbedingungen zu unterdrücken (Sauer, 1971). Inwieweit diese Interpretationsversuche korrekt sind, ist bisher ungeklärt, da vor allem das Kanteling auch als aggressives Verhalten bei territorialen Konfrontationen an den Reviergrenzen von den Hähnen eingesetzt wird (Bertram, 1992). Da ein solches Verhalten aber vor allem in großen Gruppen männlicher Tiere gezeigt wurde, in welchen einzelne Individuen nur schwer differenziert werden können, ist es auch durchaus möglich, dass es sich bei den entsprechenden Hähnen um junge, relativ unerfahrene Tiere handelt.

Afrikanische Strauße nutzen für ihr Brutgeschäft ein Gemeinschaftsnest, wobei jeder Hahn mit einem eigenen Revier Nester an mehreren geeigneten Stellen scharrt. Anschließend wählt er sich eine Haupthenne, welche wiederum ihre Eier in ein Nest ihrer Wahl ablegt. Zusätzlich paart sich der Hahn auch mit anderen, sogenannten Nebenhennen, welche sein Territorium durchkreuzen und ihre Eier in ein bereits angelegtes Nest legen. Nach der Eiablage ziehen diese Hennen weiter um entweder erneut als Nebenhennen ihre Eier in

einem anderen Gelege abzulegen oder aber bei einem anderen Hahn zu Haupthennen aufzusteigen und sich mit diesem um das weitere Brutgeschäft zu kümmern (Bertram, 1992). Durchschnittlich legen 3 Nebenhennen ihre Eier in ein Gemeinschaftsnest, jedoch kann die Anzahl zwischen 1 und 5 Hennen variieren. In der Regel beträgt der Anteil an Eiern der Haupthehe zwischen 9 und 14 Eier (durchschnittlich 10), wobei die Gesamteizahl vor allem von der Anzahl an Nebenhennen abhängt und zwischen 15 bis 39 (durchschnittlich 26) beträgt (Bertram, 1992).

Die Eiablage erfolgt in der Regel am späten Nachmittag oder frühen Abend (Sauer, 1966), wobei das Gelege über eine Periode von ca. 30 Tagen vervollständigt wird (Bertram, 1992). Während diesem Zeitraum wird das Nest sowohl durch den Hahn wie auch durch die Haupthehe beaufsichtigt, jedoch erfolgt eine Bebrütung der Eier erst, wenn die vollständige Anzahl an Eiern erreicht ist (Sauer, 1966). Ist das Gelege vollständig, nimmt die Frequenz des Balzverhaltens von beiden Partnern langsam ab (Bertram, 1992). Die Inkubation wird ebenfalls von beiden Elterntieren durchgeführt, wobei der Hahn nachts, die Henne tagsüber brütet. Bei ersten Anzeichen einer Gefahr verlassen sich die Tiere hauptsächlich auf den Camouflage-Effekt ihres Gefieders, welcher die schwarzen Hähne in der Nacht, die grauen Hennen tagsüber vor den Blicken eventueller Prädatoren schützt. Ist dies allein nicht erfolgreich, versuchen sie teilweise mittels Ablenkungsmanövern potentielle Fressfeinde von ihrem Gelege weg zu locken oder attackieren diese auch wenn nötig (Bertram, 1992).

### **6.5. Verhalten von Jungtieren**

Über das Verhalten von Straußenküken unter natürlichen Bedingungen ist nur relativ wenig bekannt. Die Schlupfdauer beträgt ca. 2 bis 3 Tage, in denen die bereits geschlüpften Küken bei dem brütenden Elternteil bleiben und durch dieses betreut werden. Bereits während dieser Zeit nehmen sie in ihren Aktivitätsphasen kleine Steinchen auf (Sauer, 1966). Verlassen die Küken erst einmal das Nest, können sie nur noch schwer im Grasland ausgemacht werden (Bertram, 1992), jedoch ziehen sie sich zum Schutz vor widrigen Witterungsbedingungen oder Fressfeinden unter das Gefieder der Elterntiere, welche sich dann wie beim Brüten absetzen, zurück. Zudem fingiert einer der erwachsenen Strauße bei potentieller Gefahr häufig eine Verletzung, um Prädatoren von den Küken abzulenken. Häufig werden Küken verschiedener Familien in sogenannten Kindergärten gesammelt, welche über 300 Tiere umfassen können und oft nur von einem einzigen Elternpaar betreut werden (Hurxthal, 1979). Treffen sich solche Gruppen, entsteht oft ein Wettkampf zwischen den verschiedenen Wächtern, welche Elterntiere die Verantwortung für den nun größeren Kindergarten übernehmen. In der Regel werden jünger Küken in Gruppen älterer Tiere gut

akzeptiert, anders herum ist dies nicht immer der Fall (Brown, 1982). Im Alter von ca. 1 Jahr werden die Jungtiere dann aus diesen Kindergärten ausgeschlossen und bilden eigenständige Gruppen aus Tieren gleichen Alters (Bertram, 1992).

### **6.6. Komfortverhalten**

Zum Komfortverhalten der Strauße zählt das Gähnen und Strecken der Hintergliedmaßen (Berendsen, 1995), auch das Baden in Wasser wird teilweise in der Literatur beschrieben (Kistner, 2002).

### **6.7. Verhaltensstörungen**

Als Verhaltensstörungen werden Verhaltenselemente oder Verhaltenssequenzen bezeichnet, die hinsichtlich Form, Ausprägungsgrad, Dauer oder Häufigkeit auffällig von der Norm unterscheiden und keinem erkennbaren Zweck dienen bzw. mit denen keine angemessene Verhaltensleistung erbracht wird. Häufig wird durch das gestörte Verhalten sogar der eigene oder ein fremder Organismus geschädigt (Korbel et al, 2016).

#### **Drahtzupfen**

Beim Drahtzupfen handelt es sich um eine Verhaltensstörung aus dem Funktionskreis der Ernährungsaufnahme. Hierbei zupfen die Tiere an den Drähten der Gehegeumzäunung, gefolgt von einer nach hinten gerichteten Kopfbewegung sowie einer abschließenden Schluckbewegung (Sambraus, 1995).

#### **Leerschnappen**

Im Gegensatz zum Sandschnappen, bei dem ein tatsächlich vorhandenes Objekt aufgenommen wird, wird beim Leerschnappen ein imaginärer Punkt in der Luft fixiert, nach welchem das Tier mit nach vorn und oben gerichteter Kopfbewegung schnappt. Auch hier erfolgt abschließend wieder eine Schluckbewegung (Kreibich, 1995).

### **Federpicken**

Beim Federpicken muss zwischen einer Automutilation und dem Bepickt-werden durch andere Tiere unterschieden werden. Handelt es sich um ein Federrupfen im Rahmen einer Automutilation, so sind die bevorzugten Stellen vor allem am ventralen Halsdrittel zu finden, häufig werden die Federn auch abgeschluckt (Sambras, 1995). Beim Bepickt-werden durch andere Tiere sind primär Hennen betroffen, da die Hähne in der Regel eine deutlich höhere Individualdistanz aufweisen, bevorzugte Stelle ist vor allem der Rücken des passiven Pickpartners. Federpicken stammt – ebenso wie Leerschnappen und Drahtzupfen – aus dem Funktionskreis des Ernährungsverhaltens (Korbel et al, 2016).

### **Anorexie und Adipsie**

Wird die Futter- oder Wasseraufnahme verweigert, sollte zu allererst zwischen einer Verhaltensstörung und einer krankheitsbedingten Inappetenz unterschieden werden. Scheint eine Verhaltensstörung wahrscheinlich zu sein, sollten Futter- und Wassertröge sowie deren Lokalisation im Gehege überprüft werden, da die Tiere hier deutliche Präferenzen aufweisen können und bei einer Aversion gegen das angebotene Futter und Wasser beziehungsweise gegen die Fütterungs- und Tränkeeinrichtung ihre Nahrungs- und Wasseraufnahme verweigern können. Wird den Tieren keine adäquate Alternative angeboten, können diese verhungern oder verdursten (Samson, 1996).

## 7. Zucht und Genetik

Das Erscheinungsbild und die Leistung eines Individuums wird durch zwei Komponenten bestimmt: das zugrunde liegende genetische Material sowie sämtliche Umwelteinflüsse, denen das Individuum im Laufe seines Lebens ausgesetzt ist. Bei diesen handelt es sich nicht nur um die herrschenden Witterungseinflüsse sondern auch um andere Faktoren wie zum Beispiel die Fütterung, die Prävention von Krankheiten oder geeignete Ställe. Daher ist ein gutes Management die Basis für einen gesunden und leistungsfähigen Bestand. Jedoch dürfen auch die genetischen Komponenten nicht außer Acht gelassen werden. Es sollte daher stets darauf geachtet werden, dass die zur Zucht verwendeten Tiere hinsichtlich spezifischer, erwünschter Eigenschaften selektiert werden, sodass in jeder Generation ein Fortschritt bestimmter züchterischer Ziele zu verzeichnen ist. Je mehr der Bedarf an Straußenprodukten und damit die Straußenindustrie wächst, umso mehr spielt auch die Verbesserung des genetischen Pools eine wichtige Rolle.

Zu Beginn des 20. Jahrhunderts wurden Laufvögel als wenig entwickelt und in ihrer Evolution zurückgeblieben angesehen, da sie im Vergleich zu anderen Vögeln wesentlich kleinere Flügel, eine fehlende Carina sterni sowie eine reduzierte Anzahl an Zehen aufweisen (Duerden, 1920). Dies wurde weniger als Resultat einer Adaption und natürlichen Selektion angesehen sondern vielmehr als das Ergebnis einer intrinsischen Entwicklung ohne jegliche externe Einflüsse (Petitte, 1999).

Bei den Straußen, welche ursprünglich in Südafrika für den Aufbau der ersten Farmen verwendet wurden, handelte es sich ausschließlich um eingefangene wilde Küken, da wilde Adulttiere nicht gehandelt werden konnten und eine Adaption an die Haltung in Gefangenschaft nicht möglich war. Daher wurde einem speziellen Zuchtprogramm zu dieser Zeit keine Beachtung geschenkt, vielmehr wurden alle Tiere, welche nach 3 bis 4 Jahren die Geschlechtsreife erreichten, zur Zucht verwendet (Duerden, 1919). Erst als die Nachfrage an Straußenfedern stieg und die Industrie damit im Wachstum begriffen war, wurde gezielt auf spezielle Merkmale der Tiere gezüchtet. Hierbei lag das Augenmerk vor allem auf spezifischen Charakteristika des Gefieders, wie beispielsweise auf der Federlänge, -weite, -stärke, -form und -dichte. Nur Vögel, welche eine hervorragende Gefiederqualität aufwiesen und somit den Ansprüchen des Marktes genügten, wurden zur Zucht verwendet. Nachteil dieser einseitigen Selektion war jedoch die Vernachlässigung anderer wichtiger Merkmale wie die Gewichtszunahme oder Eiproduktion der Tiere (Petitte, 1999). Jedoch variierte die Federqualität der Tiere deutlich, nur wenige Vögel konnten allen Ansprüchen an die idealen Federn genügen und eine Verbesserung der Federqualität über die in der Population herrschenden Grenzen hinaus blieb unerfüllt. Aufgrund der damals vorherrschenden Meinung, dass nordafrikanische Strauße eine deutlich bessere Qualität der Federn

aufweisen (Martin, 1891), entstand die Idee wilde nordafrikanische Strauße in die südafrikanische Population einzukreuzen, um die kommerzielle Federproduktion zu verbessern (Petitte, 1999).

1912 wurden 132 Strauße aus wilden Nestern in Nigeria entnommen und nach Südafrika importiert (Duerden, 1919b). Die meisten der überlebenden Jungtiere waren ca. 6 Monate alt, aber nur wenige importierte Adulttiere konnten sich an die neue Umgebung adaptieren und erlagen langsam den Parasitosen, welche in Westafrika nicht vorhanden waren. Die überlebenden Tiere wurden hinsichtlich ihrer Federqualität selektiert, jene mit den besten Federn wurden zur Zucht verwendet, die restlichen, nicht benötigten Tiere wurden gekeult. Es dauerte ungefähr 4 Jahre, bis die ersten 100 Tiere dieser Kreuzungslinie ihre Geschlechtsreife erreichten. Im Rahmen dieses Zuchtprogrammes wurden auch andere phänotypische Unterschiede zwischen den nordafrikanischen, den südafrikanischen sowie den neu gezüchteten Straußen erfasst. Im Vergleich zu den südafrikanischen Tieren neigten die nigerianischen Strauße größer zu sein mit einem längeren Hals und einem Gewicht von bis zu 125 kg, sowie einer durchschnittlichen Anzahl von 36 Schwungfedern (mit einer Spanne von 33 – 39). Nur die nordafrikanischen Straußen wiesen eine federlose Stelle an ihrem Kopf auf. Zudem war die Hautfarbe der sexuell aktiven Hähne leuchtend rot an Ständern, Kopf und Hals, dies war bei den südafrikanischen Tieren wesentlich weniger deutlich sichtbar. Die Eiform bei den nördlichen Tieren war viel runder und die Anzahl an makroskopisch sichtbaren Poren deutlich weniger als bei den Tieren aus dem Süden. In den meisten Fällen wiesen die Kreuzungen für alle untersuchten Eigenschaften einen intermediären Phänotyp zwischen den beiden Populationen in der F1-Generation auf. Für die F2-Generation wurde nur eine limitierte Menge an Daten erhoben, jedoch schienen die Nachkommen der ersten Kreuzungen eine weite Variation in den meisten Eigenschaften zu besitzen. Einzig die federlose Stelle war bei allen Kreuzungen der F1-Generation, jedoch nicht bei allen Individuen der F2-Generation zu finden. Hier wurde geschlossen, dass dieses Merkmal homozygot dominant in den nigerianischen Population vorlag und seine Expression den Mendel'schen Gesetzen folgend auftrat (Duerden, 1919b).

Im Rahmen dieser Brutprogramme in Südafrika konnte eine bessere Federqualität erzeugt werden, dies ist vor allem dahin gehend bemerkenswert, da ein tiefergehendes Wissen über die Prinzipien der Genetik erst in den 1940er und 50er Jahren erlangt wurde (Petitte, 1999).

Aufgrund der boomenden Industrie in Südafrika Ende des 19. Jahrhunderts begannen auch Investoren in Amerika, Australien und Europa Strauße farmmäßig zu halten. 1883 wurden erste Tiere nach Kalifornien verbracht, andere Importe folgten kurz darauf mit dem Ziel einen nordamerikanischen Bestand aufzubauen (Doughty, 1973). Viele Tiere überlebten die weite Reise nicht, da häufig Routen über Südamerika gewählt wurden um hohe Zölle zu

umgehen. Dies bedeutete für viele Farmen, dass ihre Herden aus nur einem Zuchtpaar hervorgingen. Im Jahr 1910 überschritt die Anzahl der Afrikanischen Strauße in den USA 6000, wobei sich 80 % der Tiere in Arizona und 17 % in Kalifornien befanden. Aufgrund einer verminderten Federqualität auf Farmen, welche mit südafrikanischen Straußen arbeiteten, importierten diese häufig „nubische“ Strauße, hierbei handelte es sich um Abkömmlinge der nordafrikanischen Tiere. Mit Beginn des Ersten Weltkrieges und dem damit verbundenen limitierten Zugang zum weltweiten Markt sowie der gesunkenen Nachfrage an Straußenfedern ebnete das Interesse an der Haltung dieser Tiere sowohl in den USA wie auch in anderen Ländern deutlich ab. In Südafrika hingegen blieb die Straußenhaltung auch weiterhin ein bedeutender Industriezweig, hier wurden die Tiere nun nicht mehr nur aufgrund ihrer Federn sondern auch wegen ihres Fleisches und Leders gezüchtet. Mit Mitte der 1980er Jahre stieg das Interesse an der Straußenhaltung erneut in den USA, Australien, Europa sowie anderen Ländern, wobei auch hier ein Großteil der Zuchttiere von wilden Vögeln abstammte (Petitte, 1999).

### **7.1. Genetisches Material**

Bei einem Merkmal handelt es sich um jede Eigenschaft, welches makroskopisch identifiziert oder gemessen werden kann wie beispielsweise die Farbe der Federn, die Anzahl der Eier oder die Fruchtbarkeit. Sie können in zwei Gruppen unterteilt werden: qualitative und quantitative. Merkmale, welche in der Regel durch wenige spezifische Gene kodiert werden, werden als qualitativ bezeichnet, hierzu zählen beispielsweise die Feder- und Hautfarbe sowie Änderungen im Gefieder. Auf diese Merkmale können die Tiere relativ leicht selektiert werden, da ihr Phänotyp einen Hinweis auf die Anwesenheit bestimmter Gene gibt. Jedoch handelt es sich bei den meisten Merkmalen von ökonomischer Bedeutung um quantitative, deren Ausprägung ein Resultat der komplexen Interaktion mehrerer Gene ist. So ist zum Beispiel die Wachstumsrate von vielen verschiedenen physiologischen Systemen abhängig, welche wiederum durch eine Vielzahl von Genen beeinflusst werden. Jedoch unabhängig davon, ob ein Merkmal qualitativ oder quantitativ ist, die grundlegende Basis für die Ausprägung dieses Merkmals sind die zugrundeliegenden Gene (Petitte, 1999).

Alle Gene bestehen aus DNA und finden sich auf den Chromosomen im Nucleus der Zelle. Sie kommen im Normalfall immer in Paaren vor, da jedes Tier in der Regel immer zwei von jedem Chromosom aufweist – eines von jedem Elternteil. Der diploide Chromosomensatz des Straußes besteht aus 80 Chromosomen, wobei es sich nur bei sechs Paaren um sogenannte Makrochromosome handelt, die restlichen werden als Mikrochromosome

bezeichnet (Takagi, 1972). In den Chromosomensatz ist auch ein Paar eingeschlossen, bei welchem es sich um die Geschlechtschromosomen handelt. Diese werden bei Vögeln als ZZ bei männlichen Tieren und ZW bei weiblichen Tieren bezeichnet. Eine signifikante Auffälligkeit bei Ratiten im Allgemeinen und Straußen im Speziellen stellt die Tatsache dar, dass die Geschlechtschromosomen der Tiere monomorph sind, d.h. die beiden Chromosomen des Paares sind nicht voneinander zu unterscheiden. Daher ist es nicht möglich, das Z- und W-Chromosom der Straußen in einem Karyogramm mittels traditionellen Techniken wie der Bandenbestimmung der Chromosomen zu identifizieren (Petitte, 1999). Durch die Isolation bestimmter Z- und W-Marker für Strauße konnte das viertgrößte Paar der Makrochromosomen als das der Geschlechtschromosomen bestimmt werden. Keiner der Marker erwies sich als W-spezifisch und nur einer als Z-spezifisch, dies ist ein weiterer Hinweis darauf, dass nur minimale Unterschiede zwischen diesen beiden Chromosomen bestehen (Ogawa, 1998). Eine Geschlechtsbestimmung der Tiere mittels Karyogramm ist daher nicht möglich, die Entwicklung schneller Untersuchungsmethoden unter Verwendung der DNA wäre hier ein möglicher Ansatzpunkt.

Obwohl alle Gene als Paare in einem Individuum vertreten sind, können in einer Population viele Formen eines Gens existieren, diese werden als „Allele“ bezeichnet. Die Position eines Gens auf einem Chromosom wird „Locus“ genannt. Tiere, welche zwei Kopien einer Form eines Allels besitzen, sind homozygot; weist ein Individuum zwei verschiedene Allele eines Gens auf, wird dies als heterozygot bezeichnet. Allele müssen nicht immer äquivalent zueinander sein und eines kann über sein Gegenstück dominieren. Solche dominanten Allele werden dann exprimiert und unterdrücken die Expression sogenannter rezessiver Allele.

Die Herausforderung, im Rahmen eines Zuchtprogrammes die nachfolgenden Zuchttiere zu selektieren, liegt darin, den bestmöglichen Genotyp einer Population anhand der Variationen des sichtbaren Phänotyps zu wählen, sodass die durchschnittliche Leistung der Population gesteigert wird. Bei der Entwicklung eines Zuchtprogrammes sollte diese Leistung für ein einziges oder auch wenige Merkmale gesteigert und die Variation reduziert werden. Hierbei ist darauf zu achten, dass nicht nur ein einziges Individuum in den Focus des Zuchterfolges gerückt sondern der Durchschnitt der gesamten Herde gesteigert wird (Petitte, 1999).

## **7.2. Faktoren des genetischen Prozesses**

Jede Entwicklung einer genetischen Verbesserung hängt von mehreren Faktoren wie der Heritabilität, der Selektion sowie dem Intervall der Generationen ab. Vor allem die Heritabilität ist äußerst wichtig, da anhand ihrer die Rolle, welche die Gene – und weniger

die Umgebung – bei der Expression eines bestimmten Merkmals spielen, abgeschätzt werden kann. Grundsätzlich repräsentiert die Heritabilität eines Merkmals den Anteil der phänotypischen Variation, welcher aufgrund von Unterschieden der einzelnen Gene sowie deren Kombination entsteht (Petitte, 1999). In der Regel sprechen nur Merkmale mit einer mittleren bis hohen Heritabilität auf eine gezielte Selektion in einem akzeptablen Maß an. Parameter wie die Fertilität, Schlupfrate und Überlebensfähigkeit der Küken weisen eine geringe Heritabilität auf und werden mehr durch das Management des Betriebes als durch die Genetik der Herde beeinflusst. Andere wichtige Merkmale wie das Körpergewicht, die Gewichtszunahmen sowie die Eigröße weisen eine höhere Heritabilität auf. Sie sind deutlich besser durch eine gezielte Selektion zu beeinflussen als Merkmale mit einer geringeren Heritabilität (Petitte, 1999). Häufig kann die Selektion eines Merkmals auch andere, durch gezieltes Management beeinflussbare, verbessern. Beispielsweise ist die Eigröße nur mäßig heritabel, sodass stets eine gewisse Variation in der Herde vorherrscht (Badley, 1997). Eine Selektion auf die Uniformität der Eier kann dabei helfen, Inkubationsbedingungen zu standardisieren um optimale Schlupfergebnisse zu erreichen (Deeming, 1996a).

Eine Bewertung der Reproduzierbarkeit sowie der phänotypischen Korrelation verschiedener Merkmale scheint sinnvoll. So scheint es eine positive Korrelation zwischen der Eiproduktion und der Schlupfrate sowie der Infertilität zu geben, während das Körpergewicht der weiblichen Tiere und die Schlupfrate negativ korreliert sind. Für männliche Tiere gibt es keine solche Korrelation. Die Reproduzierbarkeit aller die Reproduktion betreffenden Merkmale konnte als moderat eingestuft werden. Die Leistung der Tiere in ihrer ersten Legesaison ist jedoch ein guter Indikator für die Brutergebnisse der folgenden Jahre. Selektionsentscheidungen aufgrund dieser Leistung können daher bereits ausreichend sein, sodass eine Herde nicht über mehrere Jahre gehalten werden muss um ihre Brutergebnisse bewerten zu können. Vergleicht man die Ergebnisse bisher vorliegender Studien, kann kein signifikanter Unterschied zwischen Straußen und anderen kommerziell genutzten Geflügelarten im Hinblick auf wichtige quantitative Merkmale festgestellt werden (Cloete, 1998; van Schalkwyk, 1996).

Zusätzlich zur Heritabilität beeinflusst auch das Selektionsdifferential die genetische Entwicklung. Das Selektionsdifferential beschreibt die durchschnittliche Differenz zwischen der derzeitigen Zuchtgruppe und jenen Tieren, welche für die Produktion der nachfolgenden Generationen selektiert werden. Legen beispielsweise alle Hennen einer Gruppe durchschnittlich 50 Eier pro Saison, die oberen 10% der weiblichen Tiere aber im Durchschnitt 80 Eier, so beträgt das Selektionsdifferential in diesem Fall 30 Eier (Petitte, 1999). Die genetische Verbesserung einer Straußenherde benötigt zudem entsprechend Zeit, jedoch wird ohne Selektion kein Fortschritt auf diesem Gebiet zu erzielen sein. Aufgrund des langen Intervalls zwischen den einzelnen Generationen, welches beim

Afrikanischen Strauß ca. zwei bis drei Jahre beträgt, ist der Prozess der genetischen Selektion deutlich langsamer als bei anderen kommerziell genutzten Geflügelarten. Zudem ist die Straußenindustrie – mit Ausnahme von Südafrika – in den meisten Ländern ein noch relativ junger Industriezweig, für den bisher nur wenige Langzeit-Zuchtprogramme aufgestellt wurden (Petitte, 1999).

### **7.3. Bewertung des genetischen Potentials**

Im Rahmen eines Zuchtprogrammes muss auch das genetische Potential der Tiere bewertet werden. Hierfür sind zuverlässige Aufzeichnungen über alle Merkmale, auf welche selektiert wird sowie auf solche, welche unter Umständen auch zukünftig von ökonomischer Bedeutung sein könnten, zu führen. Durch die langen Intervalle zwischen einzelnen Generationen können Selektions-Entscheidungen, welche aktuell vorgenommen werden, auch erst nach drei bis fünf Jahren einen Einfluss auf die Leistung der Tiere haben. Es ist daher von großer Wichtigkeit, zuverlässige Aufzeichnungen über die Eiproduktion und -qualität, die Fertilität und Schlupfraten, die Qualität der Küken sowie deren Überlebensrate, die Wachstumszunahmen und den Futtermittelverbrauch sowie andere Parameter zu führen. Ohne solche Informationen ist es nur schwer möglich, jene Individuen für die zukünftige Zuchtnutzung zu identifizieren, welche zu einem genetischen Fortschritt der Herde führen können. Eine rein visuelle Bewertung der Tiere ist zwar essentiell notwendig um den gegenwärtigen Gesundheitsstatus der Tiere zu erfassen, jedoch wird hierbei dem genetischen Potential wenig Beachtung geschenkt, dieses ist häufig besser aus den oben aufgeführten Parametern abzuleiten (Petitte, 1999).

### **7.4. Brutsysteme**

Im Gegensatz zu Straußen, welche in freier Wildbahn brüten, werden farmmäßig genutzte Tiere in der Regel als Paare oder Trios, teilweise auch in größeren Gruppen gehalten. In Südafrika sind häufig beide Formen, also als Paare oder in größeren Gruppen, kombiniert. In anderen Ländern wird vor allem die Haltung von Zuchtpaaren oder Trios bevorzugt. Die Naturbrut ist für kommerzielle Zwecke zu ineffizient. Brütet man mit größeren Gruppen, legen mehrere Hennen ihre Eier in ein bestimmtes Nest, diese sollten mindestens einmal täglich abgesammelt und künstlich gebrütet werden. Selbst bei Zuchtpaaren oder Trios bietet es sich an, die Eier abzusammeln, da so die Produktivität der Hennen erhalten bleibt (Petitte, 1999). Bei Vergleichen zwischen Zuchtpaaren, Trios und größeren Zuchtgruppen

schienen Hennen, welche in Zuchtpaaren gehalten wurden, eine höhere Produktivität aufzuweisen (Deeming, 1996a). Jedoch variieren hier die praktischen Erfahrungen verschiedener Straußenfarmen. Für Betriebe mit einer hohen Anzahl an Tieren ist eine Haltung in Paaren oder Trios häufig nur für die besten Zuchttiere möglich. Eine Nutzung dieser von bis zu 30 Jahren ist in manchen Betrieben durchaus üblich (Bertram, 1984), jedoch wird hierdurch die Verbesserung der Herdenleistung häufig behindert. Dies belegen unter anderem Untersuchungen in Südafrika, denen zu Folge die Produktivität der Hennen im Alter von 9 Jahren ihren Peak zu erreichen und danach wieder abzusinken scheint (Cloete, 1998).



## 8. Reproduktion

### 8.1. Anatomie

#### 8.1.1. weibliche Tiere

Die Hennen der Ratiten verfügen in der Regel nur über ein Ovar und Oviduct, welche wie bei anderen Vogelarten auch auf der linken Seite ausgebildet sind. Das Ovar liegt dorsal der Abdominalluftsäcke und ventral der kranialen Division der linken Niere, Größe und Aussehen variieren in Abhängigkeit des physiologischen Status des Tieres. Das inaktive Ovar ist ein kleines, hellrosa gefärbtes Organ, sein Cortex enthält zahlreiche kleine, sich entwickelnde Follikel. Diese bestehen aus Granulosazellen, der Oozyste und einem variierenden Anteil an Dotter. Die Medulla des Ovars wird aus gut vaskularisiertem Gewebe gebildet (Tully, 1996).

Die Komponenten des Dotters werden in der Leber gebildet und über das Blutgefäßsystem in das Ovar transportiert, wo sie sich in konzentrischen Ringen als weißes und gelbes Dotter ablagern. Die Zusammensetzung eines jeden dieser Ringe ist biochemisch unterschiedlich und ermöglicht so die Aufnahme der Nährstoffe, die den spezifischen Anforderungen einer jeden Entwicklungsstufe des Embryos genügen. Der Dotter wird durch eine dünne Membran umgeben (Tully, 1996).

Bei Hühnern und Puten dauert die Bildung des Eigelbs 7 bis 11 Tage, bei Emus hingegen 25 bis 26 Tage, für Afrikanische Strauße gibt es hierzu bisher noch keine gesicherten Daten. Das Oviduct der Ratiten wird in 6 anatomisch unterschiedliche Kompartimente mit verschiedenen Funktionen unterteilt:

- Infundibulum: Befruchtung der Eizelle innerhalb der ersten 15 Minuten nach der Ovulation;
- Magnum: Anlagerung von verdichtetem Albumin um den Dotter herum;
- Isthmus: Bildung der inneren sowie äußeren Eihaut;
- Uterus: Absorption von Wasser in das Albumin, Sekretion der Eischale um das sich entwickelnde Ei, Sekretion einer Mucinschicht;
- Vagina: diese wird durch einen uterovaginalen Sphinkter vom Uterus getrennt

Die Vagina öffnet sich in das Urodeum, ihre Größe variiert abhängig vom physiologischen Status des Vogels. Die Zellen, welche das Oviduct auskleiden, synthetisieren organisches proteinreiches Material, welches das Ei bei seiner Passage dieses schlauchförmigen Organes bildet. Die histologische Struktur ähnelt dabei der des Oviductes eines Huhnes und scheint keine Besonderheiten hinsichtlich der Größe des Eies aufzuweisen. Bei Jungtieren kann der Legedarm schwer zu lokalisieren sein, bei Hennen, die bereits Eier gelegt haben, bleibt das Oviduct auch außerhalb der Brutsaison in einer entsprechenden Größe und kann den Großteil der kompletten Abdominalhöhle einnehmen.

Das Infundibulum ist transparent, trichterförmig und befindet sich nahe dem Ovar. Es fängt die ovulierte Eizelle auf und ist der Ort der Befruchtung. Obwohl die Präsenz von Drüsen, welche zur Ernährung der Spermien beitragen, bisher nicht nachgewiesen werden konnten, können diese doch über eine längere Zeitdauer im Oviduct überleben.

Der längste Teil des Legedarms ist das Magnum, welches durch Mucosa mit einem sehr hohen Anteil an Drüsen ausgekleidet ist. Diese Schleimhaut weist longitudinale bräunliche Falten auf (Tully, 1996).

Das kurze Isthmus besitzt mehr Schleimhautfalten als das Magnum und verbindet dieses mit dem Uterus. Die Schleimhaut des Uterus hat eine hellrosa bis rote Farbe in Abhängigkeit vom Status der Eiproduktion. Die Vagina stellt den letzten Abschnitt des Oviductes dar und ist verantwortlich für die Austreibung des Eies in die Kloake. Sie spricht auf Calcium und Oxytocin an, die Rolle von Prostaglandinen ist bisher noch unbestimmt (Tully, 1996).

Das Oviduct ist an der Wand der Abdominalhöhle durch kraniale und kaudale Ligamente aufgehängt (Tully, 1996).

#### 8.1.2. männliche Tiere

Die paarigen Hoden befinden sich dorsal der Abdominalluftsäcke und ventral der kranialen Division der Nieren. Sie bestehen aus den *Tubuli seminiferi*, dem *Rete testis* und den *Vasa deferens*. Der *Epididymis* ist der dorsomedialen Seite der Hoden aufgelagert. Aus ihm entspringt der *Ductus deferens*, welcher parallel zu dem Ureter der entsprechenden Seite verläuft.

Der Phallus des ausgewachsenen männlichen Straußes weist einen Durchmesser von ca. 20 - 30 cm an seinem proximalen Ende und eine Länge von 34 - 40 cm auf. Der Phallus des Emus ist spiralig geformt und ca. 5 - 10 cm lang. Bei beiden Spezies befindet sich ein Sulcus auf der Dorsalseite des Organs sowie erektilen Gewebe beidseits davon. Wird dieses Gewebe mit Lymphe gefüllt und der Phallus dadurch erigiert, bildet der Sulcus eine Röhre, durch welche das Ejakulat vom Urodeum in die Kloake der Henne transportiert wird. Während der Brutsaison verdoppelt der Phallus seine Größe.

Bei männlichen Straußenküken weist der Phallus einen konischen Querschnitt auf, enthält einen palpierbaren Kern fibroelastischen Gewebes und ist charakterisiert durch eine prominente dorsale Rinne gekennzeichnet. Die Klitoris der Henne ist seitlich komprimiert, weich und weist keinen dorsalen Sulcus auf. Männliche Emus und Nandus können von den weiblichen Tieren durch die spiralige Form des Phallus unterschieden werden (Tully, 1996).

## 8.2. Physiologie und Verhalten

Strauße in freier Wildbahn werden mit ca. 5 Jahren geschlechtsreif, Tiere in menschlicher Obhut hingegen bereits mit 2-4 Jahren. Folgende Faktoren können das Einsetzen der Geschlechtsreife beeinflussen:

- Subspezies: die kleinere Südafrikanische Subspezies wird schneller erwachsen als die größere nordafrikanische
- Jahreszeit: Tiere, welche während der Zeit der Brutsaison schlüpfen, in denen die Tageslänge zunimmt, werden eher geschlechtsreif als jene, die bei abnehmender Tageslänge schlüpfen
- Nährstoffversorgung der Tiere
- Umweltbedingungen und Haltung

Strauße sind saisonale Brüter, deren Brutbereitschaft hauptsächlich durch die Zunahme der Tageslichtlänge beeinflusst wird. In der Regel erstreckt sich die Brutsaison in Deutschland von März bis September, beeinflusst durch klimatische Faktoren kann sie aber auch in einzelnen Jahren von Ende Januar bis Anfang November variieren. Das Brutgeschäft der Nandus erstreckt sich in einem ähnlichen Zeitraum zu dem der Strauße, während Emus von November bis März aufgrund des dann abnehmenden Tageslichtes brüten (Tully, 1996)

### 8.2.1. männliche Tiere

Die Hoden der Afrikanischen Strauße vergrößern sich während der Brutsaison ca. um das Vierfache, außerhalb der Reproduktionszeit produzieren sie keine Spermatozoen. Bei Straußen und Nandus steigt die Testosteron-Produktion mit zunehmender Tageslänge. Sekundäre Sexualmerkmale bei männlichen Straußen umfassen eine Rotfärbung des Schnabels und der Ständer, typische Lautäußerungen (das sogenannte „Boomen“) sowie ein ausgeprägtes territoriales Verhalten. Die Produktion der Spermatozoen wird durch das follikelstimulierende Hormon (FSH) kontrolliert. Hohe Dosen exogenen Testosterons bewirken einen negativen Feedback auf die Produktion von Gonadotropinen. Eine parenterale Gabe von Testosteronen zur Steigerung der Fertilität ist daher kontraproduktiv (Tully, 1996).

### 8.2.2. weibliche Tiere

Bei Afrikanischen Straußen wird die Follikelreifung durch FSH kontrolliert, welches nach Stimulation durch GnRH aus der Hypophyse freigesetzt wird. Das Ovar enthält ca. 200.000 immature Follikel zum Zeitpunkt des Schlupfes. Mit Eintritt in die Geschlechtsreife stimulieren Gonadotropine das Ovar, sodass sich eine Art Hierarchie der sich entwickelnden Follikel einstellt. Über einen Zeitraum von Monaten, teilweise sogar Jahren durchlaufen sie eine Periode langsamer Entwicklung, gefolgt von einer Phase rapiden Wachstums während der letzten sieben bis elf Tage vor der Ovulation. Während dieser Zeit lagert sich Eigelb in

konzentrischen Schichten in den Follikeln an. Reifende ebenso wie postovulatorische Follikel sind hormonell aktiv und so muss die Hierarchie von F1, F2, F3 und ovuliertem Follikel vorhanden sein, um eine erneute Ovulation auszulösen. Bei vielen aviären Spezies kann durch Administration von exogenen Gonadotropinen eine Dominanz des F2-Follikels bewirken, durch die eine Ovulation verhindert wird. Die Ovulation wird ebenso wie bei Säugetieren durch das Luteinisierende Hormon (LH) kontrolliert (Tully, 1996).

Straußenhennen sind stets bestrebt, ihr Gelege zu vervollständigen. Sie legen daher kontinuierlich, solange Eier aus dem Nest entfernt werden, wobei die Oviposition ca. alle 48 Stunden erfolgt. Bei wilden Straußen umfasst ein vollständiges Gelege durchschnittlich 20-22 Eier, in Gefangenschaft legt eine Straußenhenne ca. 40 - 60 Eier pro Brutsaison, bei Spitzentieren kann die Anzahl aber bis zu 80 Eier betragen (Tully, 1996).

### **8.3. Eibildung**

Vor der Ovulation umgibt das Infundibulum den Follikel, nachdem dieser gesprungen ist, wird die Eizelle in das Oviduct weitergeleitet. Jedoch kann aufgrund von Verletzungen, einer Obstruktion oder neuronalen Dysfunktion sowie einer Malformation des Infundibulums eine Weiterleitung der Eizelle in das Oviduct nicht möglich sein und wird in die freie Bauchhöhle abgegeben (Tully, 1996).

Im Magnum, dem folgenden Abschnitt des Oviductes, wird eine dichte Schicht Albumin um die Eizelle angelagert, welches aus den Drüsen des Eileitergewebes sezerniert wird. Im Isthmus erfolgt die Bildung der beiden Eihäute, welche locker um das Albumin angelagert werden. Die längste Zeit verbringt das sich bildende Ei im Uterus, wo Wasser, Vitamine und Mineralsalze die beiden Eihäute passieren und entlang eines osmotischen Gradienten in das Eigelb diffundieren. Im Anschluss wird die Eischale gebildet und abschließend mit einer Mucinschicht überzogen, bevor die Oviposition erfolgt. Während sich das Ei im Uterus befindet, rotiert es konstant um seine eigene Achse, während stetig neue Komponenten angelagert werden, welche die Eischale bilden (Tully, 1996).

Kühlt sich der Eiinhalt ab, bildet sich an der Stelle mit der größten Porendichte in der Schale zwischen den beiden Membranen die Luftkammer. Durch die Verdunstung von Wasser aus dem Eiinneren vergrößert sich diese zunehmend, im Durchschnitt verlieren Eier aller aviärer Spezies ca. 15% ihres Ausgangsgewichtes im Laufe der Bebrütung. Die angelagerte Mucinschicht dient dem Schutz des Embryos und bildet die erste Barriere für bakterielle Infektionen. Weitere Schutzmechanismen umfassen die innere Eihaut, Lysozyme im Eiweiß, welche eindringende Bakterien zerstören sowie Avidin, welches an B-Vitamine gebunden

einem bakteriellen Wachstum entgegen wirkt (Tully, 1996).

Die Eizelle verbleibt in der Regel 15 Minuten im Infundibulum, 3 Stunden im Magnum, 1,5 Stunden im Isthmus sowie 20-21 Stunden im Uterus bevor sie in die Vagina weiter transportiert wird. Die Darstellung von Straußeneiern im Uterus mittels Ultraschall ist ab 24 Stunden vor der Oviposition möglich (Tully, 1996).

#### **8.4. Zuchtmanagement**

Strauße, Emus und Nandus sind von Natur aus gesellig. Bei der Zusammenstellung der Zuchtgruppen sollten verschiedene Parameter wie Akzeptanz der einzelnen Tiere untereinander, Fruchtbarkeit und Wirtschaftlichkeit berücksichtigt werden. Eine bestimmte Zuchtgruppengröße muss dabei nicht zwingend eingehalten werden. So gibt es Farmen mit Zuchtpaaren, andere stellen sogenannte Trios oder gar größere Zuchtgruppen mit bis zu 8 Hennen pro Hahn zusammen (Tully, 1996).

Eine getrennte Haltung von Hahn und Hennen außerhalb der Zuchtsaison wird von einigen Züchtern als wesentlicher Bestandteil ihres Managements angesehen, da sich hierbei einige Vorteile ergeben. So können die Tiere separat ihren geschlechtsspezifischen Ansprüchen entsprechend gefüttert werden, vor allem dem unterschiedlichen Calcium-Bedarf kann dabei ausreichend Rechnung getragen werden. Zudem scheint die Zusammenführung von Hahn und Hennen einen positiven Effekt auf die wieder einsetzende Legetätigkeit haben (Tully, 1996).

Die ernährungsbedingten Ansprüche von Straußen, Emus und Nandus unterscheiden sich teilweise sehr deutlich voneinander. Eine ausgewogene Ration für Zuchttiere ist daher von äußerst großer Bedeutung und sollte nicht unterschätzt werden. Exzessives Füttern und die damit verbundene Adipositas der Tiere ist hierbei in der Regel ein größeres Problem als spezifische ernährungsbedingte Defizite (Tully, 1996).

#### **8.5. Zuchtfehler**

Unbefruchtete Eier können einen hohen ökonomischen Verlust bedeuten, die Klärung ihrer Ursache sollte daher stets angestrebt werden. Dabei ist es wichtig, zwischen unbefruchteten Eiern und einem frühen Embryonaltod zu differenzieren. Bei letzterem kann am eröffneten Ei die Embryonalscheibe auf ihren Entwicklungsstand untersucht werden, dies sollte am besten zwischen dem 7. und 10. Tag der Bebrütung erfolgen. Früher Embryonaltod kann

durch verschiedene Faktoren wie Nährstoffdefizite, Toxine, eine unsachgemäße Lagerung der Eier sowie Brutfehler bedingt sein (Tully, 1996).

Verhaltensstörungen können zu einer ausbleibenden Kopulation führen. Obwohl Strauße Herdentiere sind und ein Hahn während der Brutsaison mit mehreren Hennen zusammen lebt, zeigen die Tiere deutliche individuelle Präferenzen bei der Partnerwahl. Können sie bei der Gruppenszusammenstellung die entsprechenden Partner nicht eigenständig wählen, kann es zu Inkompatibilitäten zwischen einzelnen Tieren kommen. Auch verschiedene Umwelteinflüsse können zu verhaltensbedingter Infertilität führen. So kann die Umstallung von Zuchtgruppen in andere Stallabteile während der Brutsaison ebenso wie die Anwesenheit von anderen Tieren oder Lärm-verursachenden Maschinen ein normales Brutverhalten stören (Tully, 1996).

Saisonale Infertilität tritt häufig zu Beginn der Brutsaison auf, wenn die Hennen bereits die ersten Eier legen, der Hahn aber noch keine vollständig ausgereiften Spermatozoen produziert. Auch gegen Ende der Brutsaison oder unter extremen Klimabedingungen steigt die Infertilitätsrate (Tully, 1996).

Anatomische Ursachen einer Infertilität können Anomalien des Phallus, welche eine erfolgreiche Kopulation verhindern, beinhalten. Bei Hennen kann die Eizelle nach der Ovulation in die Bauchhöhle gelangen, wenn der Eileiter deformiert ist oder sich das Infundibulum durch eine Konformitätsänderung nicht mehr im Bereich des Ovars befindet (Tully, 1996).

Zwitter kommen gelegentlich bei Straußen vor. Das schwarze Gefieder der männlichen Tiere resultiert aus ihrem niedrigen Östrogenspiegel. Ein erwachsenes Tier mit schwarzem Gefieder, welches mit Hilfe des Kloakensexings jedoch phänotypisch als weiblich bestimmt wurde, wird nicht im Rahmen der Reproduktion genutzt werden können und kann inaktive Eierstöcke, Hoden oder auch Ootestes besitzen. Einige junge Hennen weisen jedoch ein sehr dunkles oder sogar schwarzes Gefieder auf. Diese dürfen nicht mit erwachsenen schwarzen Hennen verwechselt werden, häufig färbt sich ihr Gefieder mit Eintritt in die Zuchtreife heller und die Tiere können zur Zucht verwendet werden (Tully, 1996).

### **8.6. Zuchterkrankungen**

Viele Erkrankungen können in einer Dysfunktion des Reproduktionstraktes resultieren, wobei es hierdurch zu einer Suppression der Follikulogenese, einer gestörten Ovulation

sowie der Bildung deformierter oder kontaminierter Eier kommen kann (Tully, 1996).

#### 8.6.1. Bakterielle Infektionen

Bakterielle Infektionen des Salpinx sind ein bei vielen Vogelspezies häufig vorkommendes Krankheitsbild, welche sowohl ätiologisch wie auch in ihrem Schweregrad deutlich variieren können. So kann nur der Uterus inklusive der Eischalen-produzierenden Drüsen im Rahmen einer Metritis betroffen sein. Klinisch kann hierbei eine abnorme Eischale auffallen, es kann aber auch zu einem kompletten Ausbleiben der Eibildung kommen. Eine solche Metritis kann, je nach Dauer der Infektion und Erregerart, jedoch auch mit einer Salpingitis oder Peritonitis assoziiert sein. Häufige Isolate aus dem Reproduktionstrakt beinhalten *Escherichia coli*, *Pseudomonas ssp.*, *Acinetobacter ssp.* sowie andere gram-negative Bakterienstämme. Mycoplasmen, welche ebenfalls isoliert werden konnten, sind straußenspezifisch mit einem gemeinsamen Ursprung zu anderen geflügelsspezifischen Pathogenen, ihre Rolle bei der Entwicklung klinischer Symptome ist jedoch bisher nicht eindeutig geklärt (Tully, 1996).

Betroffene Hennen fallen häufig zunächst durch deformierte Eier oder einem plötzlichen Abfall der Legeleistung auf. In der klinischen Untersuchung können Hinweise auf Kloakenausfluss vorliegen, andere spezifische Krankheitssymptome können fehlen. Das Blutbild weist meist eine mittel- bis hochgradige Leukozytose auf, das Differentialblutbild zeigt in der akuten Phase eine Heterophilie während bei chronischen Geschehen eine Lymphozytose überwiegt. Blutchemische Untersuchungen sind in der Regel unauffällig. Ultrasonografische Untersuchungen können Hinweise auf die Menge und Konsistenz von eventuell vorhandenem Exsudat geben, im Rahmen einer Parazentese kann zudem Material aus der Bauchhöhle gewonnen werden, welches hinsichtlich der zugrunde liegenden Erreger untersucht werden kann (Tully, 1996).

Die Therapiemaßnahmen stützen sich vor allem auf den Einsatz antimikrobiell wirksamer Substanzen, welche je nach Erreger und Ergebnis des dazugehörigen Antibiogramms ausgewählt werden sollten. In Fällen, bei denen sich große Mengen an Exsudat im Oviduct befinden, kann eine Lavage desselben angezeigt sein. Hierzu kann im Rahmen eines chirurgischen Eingriffes ein Foley-Katheter in Magnum oder Isthmus eingelegt werden, sodass das angesammelte Material normograd aus dem Oviduct gespült werden kann. Ist dies nicht möglich oder handelt es sich lediglich um geringe Mengen im unteren Abschnitt des Oviductes, kann der Katheter auch in Vagina oder Uterus platziert und eine retrograde Spülung durchgeführt werden. Als Spüllösung hat sich eine 1%ige Povidon-Jod-Lösung bewährt. Im Rahmen retrograder Spülungen ist eine Einsicht des kompletten Oviductes nicht

möglich. Dies birgt den Nachteil, dass Exsudat in die Abdominalhöhle gespült werden kann, sollte eine Ruptur desselben vorliegen (Tully, 1996).

Zudem sollte die Henne mit einer systemischen Antibiose gemäß Resistenztest abgedeckt werden. In der Regel haben sich hier Ciprofloxacin-Hydrochlorid (20 mg/kg) zwei Mal täglich oder Doxycyclin (10 mg/kg) ebenfalls zwei Mal täglich über einen Zeitraum von 14 Tagen bewährt. Sind die durchgeführten Maßnahmen nicht erfolgreich, ist in der Regel mit einer resultierenden Peritonitis und dem häufig daraus folgenden Tod des Tieres zu rechnen (Tully, 1996).

Im Rahmen der Transmission von Infektionen dürfen auch die Hähne nicht außer Acht gelassen werden, oft können sie aufsteigende Infektionen entwickeln, welche dann von Henne zu Henne übertragen werden können.

#### 8.6.2. Eidotterperitonitis

Eine häufige Komplikation im Rahmen der Reproduktion aviärer Spezies ist die Entstehung einer Peritonitis durch Eidotter, welches in die Peritonealhöhle gelangt. Hierfür können verschiedene Ätiologien unterschieden werden:

- Fehlerhafte Passage der Oozyste nach der Ovulation, diese wird nicht vom Infundibulum des Eileiters aufgefangen sondern gelangt in die Peritonealhöhle
- Ruptur des Oviductes (z.B. nach dessen Obstruktion durch Eimaterial)
- Infektion des umgebenden Weichteilgewebes und einer daraus resultierenden Affektion des Eileiters
- Traumatisch bedingte Verletzungen

Die Peritonealhöhle betroffener Tiere enthält Eimaterial unterschiedlichen Ausmaßes, welches in der Regel zu einer generalisierten Peritonitis führt. Bei dieser kann es sich um eine sterile Entzündung handeln, aber auch bakterielle Infektionen, welche den Krankheitsverlauf verkomplizieren, werden häufig nachgewiesen (Tully, 1996).

Die Diagnosestellung basiert auf der klinischen Symptomatik und hämatologischen Untersuchungen, kann jedoch durch ultrasonografische Untersuchungen und Abdominozentese bestätigt werden. Eine schwerwiegende Inflammation spiegelt sich durch eine deutliche Leukozytose wider. Das im Rahmen der Punktion des Abdomens gewonnene Material sollte stets zum kulturellen Nachweis bakterieller Erreger und einem anschließenden Antibioogramm genutzt werden. Eine entsprechende antimikrobielle Therapie kann in gering- bis mittelgradigen Fällen ausreichen, bei großen Mengen an Eimaterial in der freien Bauchhöhle kann jedoch eine chirurgische Intervention notwendig werden (Tully,

1996).

#### 8.5.3. Virale Infektionen

Bisher wurden Papillomaviren aus dem Reproduktionstrakts sowohl männlicher wie auch weiblicher Strauße isoliert, ihre Pathogenität konnte derzeit jedoch noch nicht genau geklärt werden. Da viele aviäre Spezies für virale Infektionen des Reproduktionstraktes empfänglich sind, ist auch für Laufvögel eine Bedeutung dieser Krankheitsreger sehr wahrscheinlich. Studien zu potentiellen Infektionserregern wie Adeno-, Corona- oder Paramyxoviren, welche zu Dysfunktionen des Reproduktionstraktes führen, sind jedoch bisher weitestgehend fehlend (Tully, 1996).

#### 8.6.4. Legenot

Die Ursachen für die Entstehung einer Legenot können vielfältig sein. So werden genetische Prädispositionen diskutiert, jedoch sind in der Regel weitere Faktoren nötig, um eine Legenot zu begünstigen. Zu diesen zählen sowohl diätetische Defizite wie auch ungünstige klimatische Bedingungen oder zu wenig Bewegungsmöglichkeiten für die Tiere. Einige Hennen zeigen im Verlauf einen vermehrten Pressreiz oder Kloakenprolaps, der Großteil äußert jedoch keine klinischen Symptome. Die Palpation der Eier ist nur bei Emus und Nandus möglich, wenn sich diese im kaudalen Abdomen befinden, bei Afrikanischen Straußen ist eine Lokalisation mittels Palpation nur in den seltensten Fällen möglich, sodass in der Regel ultrasonografische oder röntgenologische Untersuchungen für eine Bestätigung der Diagnose nötig sind (Tully, 1996).

Therapeutisch kann die Administration von Calcium und Oxytocin versucht werden, zudem sollte unterstützend die Umgebungstemperatur der physiologischen Körpertemperatur der Henne so nah wie möglich angepasst werden, um die notwendigen Stoffwechsellleistungen des Körpers auf ein Minimum reduzieren zu können. In vielen Fällen ist eine chirurgische Intervention unerlässlich, jedoch sollten aufgrund der Dicke der Eischale und einer möglichen bakteriellen Besiedelung des Eihaltes keine Versuche erfolgen, das Ei intrauterin zu eröffnen (Tully, 1996).

#### 8.6.5. Ovarialzysten

Eine verzögerte Eiablage ist, ebenso wie bei allen anderen Vogelspezies, auch bei Laufvögeln ein vergleichsweise häufig anzutreffendes Problem. Entspricht die Anzahl der gelegten Eier jener eines vollständigen Geleges, ändert sich der Hormonstatus der Henne,

sodass diese ein ausgeprägtes Brutverhalten zeigt. Kontinuierliches Entfernen der Eier aus dem Gelege fördert eine ständige Produktion neuer Eier, jedoch birgt dies auch ein erhöhtes Risiko für die Entstehung von Ovarialzysten, welche wiederum zu einer reduzierten Eibildung führen. Die Diagnosestellung basiert auf ultrasonografischen Untersuchungen sowie Follikulozentese, der therapeutische Einsatz von Progesteron oder Gonadotropin ist jedoch in den meisten Fällen nicht erfolgreich (Tully, 1996).

#### 8.6.6. Tumorerkrankungen

Die häufigsten Neoplasien des Ovars stellen Granulosazelltumore sowie Adenokarzinome dar. Zudem gibt es Berichte über Fälle von lymphoide Leukämie, bei denen auch der Reproduktionstrakt sowie die Organe der Abdominalhöhle betroffen waren. Lipome, häufig im Abdominalbereich und dem subkutanen Gewebe auftretend, sind sehr häufig mit einer reduzierten Eiproduktion und Infertilität assoziiert. Neoplasien des männlichen Reproduktionstraktes hingegen sind bisher nur in Einzelfällen berichtet worden (Tully, 1996).

#### 8.6.7. Prolaps

Der Prolaps des Phallus ist vergleichsweise häufig am Ende der Brutsaison, aber auch bei männlichen Ratiten, welche durch generalisierte Erkrankungen geschwächt sind, zu beobachten. Auch extreme klimatische Bedingungen werden als ein begünstigender Faktor diskutiert. Erfrierungen und nekrotisierende Dermatitis sind häufige Folgen eines Prolapses. Die Prognose ist in der Regel vorsichtig bis gut, vor allem wenn durch eine früh einsetzende Therapie die Folgeschäden vermieden werden können.

Diese besteht hauptsächlich in der Reposition des Phallus nach Probenentnahme für eine bakteriologische Untersuchung und sorgfältiger Reinigung des prolabierte Gewebes. Zusätzlich sollte sowohl eine parenterale wie auch topische Administration eines entsprechend dem Resistenztest ausgewählten Antibiotikums erfolgen. Betroffene Hähne sollten von weiblichen Tieren separiert werden. Sollte der Zustand durch die beschriebenen Maßnahmen nicht erfolgreich beseitigt werden können oder erneut Gewebe vorfallen, kann eine Tabaksbeutelnaht rund um die Kloakenöffnung angebracht werden, um einen Prolaps des Phallus zu verhindern. Im dorsalen Bereich der Kloake findet sich eine taschenähnliche Struktur, in welcher die distale Spitze des Phallus zu liegen kommt, wenn er in die Kloake zurückgezogen wird. Es sollte darauf geachtet werden, dass keine Hefte im Bereich dieser Struktur erfolgen. Bei einigen Hähnen kann diese Tasche auch fehlen, sodass permanent ein bis zu 5cm langes Stück der Phallusspitze prolabiert. Eine Therapie dieses Zustandes ist in der Regel nicht möglich, die betroffenen Tiere sollten nicht zur Zucht

verwendet werden.

Ein Prolaps der Vagina oder des Oviductes muss nicht immer die Folge einer Eiablage sein und kann auch bereits bei Jungtieren vor Eintritt in die Geschlechtsreife auftreten. Er kann ebenfalls durch ungünstige klimatische Faktoren wie Kaltwetterlagen gefördert werden. In der Regel sind eine Reposition des prolabierte Gewebes sowie das Anbringen einer Tabaksbeutelnaht indiziert. Kurzfristig ist die Prognose bei diesem Vorgehen als günstig anzusehen, die Langzeitprognose hingegen ist in der Regel eher vorsichtig (Tully, 1996).

Peritonealhernien, welche im Bereich des kaudalen Abdomens auftreten, können einen Prolaps von Darm und Uterus in die pericloacale Region verursachen, betroffene Hennen weisen dann eine deutliche Schwellung in diesem Gebiet auf. Die Diagnosestellung erfolgt mittels ultrasonografischer Untersuchung, therapeutisch sollte schnellstmöglich eine chirurgische Reposition der Hernie erfolgen (Tully, 1996).

#### 8.6.8. Deformierte Eier

Eier mit einer angerauten Eischale, Rissen, einer fehlenden Mucinschicht sowie Knick- und Windeier können Hinweise auf eine vorliegende Metritis geben. Eine sehr weiche Eischale kann zudem durch einen Mangel an verfügbarem Calcium ebenso wie durch Faktoren bedingt sein, welche die neuronale Steuerung der Oviposition stören oder zu einer fehlerhaften Schalenproduktion durch die Drüsen des Oviductes führen. Hierzu zählen auch verabreichte Arzneimittel wie etwa Sulfonamide, welche die Carboanhydrase inhibieren und so zur Bildung einer deutlich dünneren Eischale führen können. Eier ohne Dotter können ebenfalls Metritis-bedingt entstehen, aber auch durch eine fehlerhafte Position des Eigelbs in die Abdominalhöhle oder Funktionsstörungen des Ovars ausgelöst werden. Doppeldotter hingegen können eine abnorme Eipassage oder die Überfütterung der Tiere reflektieren, werden aber auch bei jungen Tieren – vor allem bei Emus – zum Zeitpunkt des Einsetzens der Eiproduktion recht häufig gefunden (Tully, 1996).

Sollte eine Metritis als Ursache der Eideformationen nachgewiesen sein, empfiehlt sich der Einsatz eines entsprechend ausgewählten Antibiotikums. Offensichtliche fütterungsbedingte Defizite sollten durch eine ausgewogene Fütterung korrigiert werden. Hierzu zählt auch eine ordnungsgemäße Lagerung der Futtermittel, da Temperatur, Luftfeuchte und Dauer der Lagerung einen wesentlichen Einflussfaktor auf die Qualität des Futters darstellen (Tully, 1996).



## 9. Brut

Die Kunstbrut von Straußeneiern und Produktion von Küken für kommerzielle Zwecke ist mittlerweile eine standartmäßig genutzte Praxis und entwickelte sich mit der Erfindung des ersten Brutapparates für Straußeneier durch Arthur Douglass in Südafrika 1867. Seit dem entwickelt sich die Technik für die Brut von Straußenküken immer weiter. Obwohl die grundlegenden Prinzipien auf jenen Technologien basieren, welche bei anderen Geflügelarten genutzt werden, gibt es jedoch auch deutliche Unterschiede bei spezifischen Parametern, welche beachtet werden müssen (Tully, 1996).

Das Brutmanagement wird vor allem anhand des Anteils der fertilen Eier beurteilt, welche inkubiert werden und vitale Küken hervorbringen. Betriebe mit einem guten Management können Schlupfraten von über 80 % erreichen. Dabei ist es von großer Bedeutung, Eier aus denen keine Küken schlüpfen, eingehend zu untersuchen, um abzuklären, ob diese überhaupt befruchtet waren und in welchem Entwicklungszustand der Tod eintrat, um so die Ätiologie des Embryontodes bestimmen zu können (Tully, 1996).

### 9.1. Eischale

Die Eischale stellt nicht nur einen physikalischen Schutz des Embryos während dessen Entwicklung dar, sie wirkt zudem auch als eine Barriere bei dem Austausch von Wasser und verschiedenen Gasen (Paganelli, 1991). Die Eischale der Strauße ist hart und spröde im Vergleich zu der eher zähen und flexibleren des Wassergeflügels (Bond, 1986). Werden sie vertikal zwischen zwei parallelen Platten platziert, können Straußeneier einer Kompressionskraft von bis zu 76 kg standhalten (Ar, 1979). Die Eischalenstruktur korreliert mit dem Schlupfvorgang der Küken, bei diesem entsteht ein vergleichsweise großes Loch beim Durchbrechen der Eischale. Zudem beträgt der Winkel, in welchem sich der Embryo dreht, nur 90° und die Schale wird zu einem großen Teil während des Schlupfes zerstört (Deeming, 1995b). Sie stellt daher einen wichtigen Aspekt der gesamten Eischalenqualität da und Probleme mit der Schalendicke, -zusammensetzung, Porosität und Integrität können einen großen Einfluss auf die Entwicklung des Embryos haben (Deeming, 1999).

Straußeneier enthalten zwei Membranen, eine äußere und eine innere, mit jeweils einer durchschnittlichen Dicke von 100 µm bzw. 30 µm. Diese bestehen aus Keratin-haltigen Fasern mit einem Durchmesser von 2 µm (Sparks, 1996). Die Dicke der Schale selbst kann deutlich variieren und bewegt sich zwischen 1,4 mm und 2,4 mm, durchschnittlich erreicht sie Werte von 1,7 mm bis 2,0 mm (Tully, 1996). Sie weist drei Zonen auf, diese bestehen

aus konischen, palisadenförmigen und kristallförmigen Schichten, welche durchschnittlich 34 %, 64 % und 2 % der Gesamtdicke der Schale ausmachen (Sparks, 1996). Einige Autoren berichten von einer organischen Matrix aus hohlen Röhren, welche sich innerhalb der kristallinen Struktur befindet (Sparks, 1996), andere Autoren konnten diese Schicht nicht nachweisen (Richards, 1998a).

Die Poren der Eischale sind sehr komplex, sie verzweigen sich von einer einzigen Öffnung auf der inneren Seite zu mehreren Öffnungen an der äußeren (Tyler, 1959; Tullett, 1978).

Einigen Autoren zufolge weisen Straußeneier, ähnlich wie die anderer Vogelspezies, eine Kutikula auf (Sauer, 1975; Christensen, 1996; Richards, 1998b), allerdings gibt es auch Hinweise darauf, dass diese nicht ausgebildet ist und die äußerste Struktur der Eischale die oberflächliche kristalline Schicht mit einer durchschnittlichen Dicke von 4  $\mu\text{m}$  ist (Sparks, 1996). Eine nähere Untersuchung veröffentlichter Aufnahmen mittels Elektronenmikroskop (Sauer, 1975; Christensen, 1996) stützt diese Theorie, jedoch müssen für eine eindeutige Klärung weitere Studien durchgeführt werden (Deeming, 1999).

Abnormal entwickelte Eischalen sind häufig mit einer fehlerhaften Entwicklung des Embryos assoziiert (Sauer, 1975). Eier, deren Schalen lineare Porengruben aufweisen, erlauben eine normale Entwicklung. Eine Störung der Prozesse während der Eischalenbildung, welche zu einer sehr dicken oder sehr dünnen Eischale führen, kompromittiert jedoch die Fähigkeit der Schale, eine ausreichende Barriere zwischen dem Embryo und der Umgebung zu bilden. Hier sind vor allem die Effekte auf den Gas- und Wasseraustausch sowie auf die Effizienz der Schale bei der Bildung einer physikalischen Barriere gegenüber einer mikrobiellen Kontamination zu beachten (Deeming, 1996a).

Bei Untersuchungen zur Eischalenqualität von 408 Eiern, aus denen keine Küken schlüpfen konnten, wurden folgende Befunde erhoben (Button, 1994):

- Schale rau: 20 %
- Schale matt oder kreideartig: 16 %
- Schale zu dünn: 2 %
- Hohe Porendichte am Äquator der Eier: 10 %

Auch Satteneri und Gonzalez (Gonzalez, 1999) berichten, dass eine zu hohe und zu niedrige Anzahl an Poren mit einer reduzierten Schlupfrate assoziiert zu sein scheint. Jedoch werden häufig alle gesammelten Eier für die Bebrütung genutzt, meist ohne Berücksichtigung der Schalenqualität. Allerdings wirkt sich auf lange Sicht gesehen ein Ausselektieren von deformierten Eiern und solchen mit Sprüngen in der Schale, ebenso wie

Eier mit einer schlechten Schalenqualität auf die Erfolgsrate jener Eier aus, welche inkubiert werden (Deeming, 1997).

## **9.2. Eiproduktion**

Der Erfolg der kommerziellen Straußenhaltung hängt zu einem großen Teil auch von der Produktion befruchteter Eier ab.

In Oudtshoorn (Südafrika) beträgt die Eiproduktion pro Henne 50 – 60 Eier während einer von Juni bis Februar andauernden Legesaison von 120 Tagen (Smith, 1995). Bei Untersuchungen der Brutleistung von Straußenfarmen über einen Zeitraum von fünf Jahren (1990 – 1994) in Südafrika betrug die durchschnittliche jährliche Eiproduktion 55 Eier pro Henne, obwohl sich die Länge der Brutsaison von Jahr zu Jahr unterschied (van Schalkwyk, 1996). Betrachtet man die Anzahl der gelegten Eier als eine Prozentangabe der Tage, an welchen ein Ei gelegt werden könnte, so ergibt sich eine durchschnittliche Eiproduktion von 46,1 % mit einer Spanne von 0 – 93,2 % für einzelne Paare. Diese Rate verändert sich jedoch auch im Lauf der Jahre, so stieg diese von einem Initialen Wert von 30 % in einem Alter von 2 Jahren auf einen Peak von 60 % im Alter von 9 Jahren und verringerte sich nach diesem Zeitpunkt langsam bis zu einem Wert von 45 – 50 % in einem Alter von 17 Jahren (Cloete, 1998).

Der Großteil der Eiproduktion in Israel erfolgt zwischen Mitte Februar und September (Ar, 1996). Hier variiert die Leistung der Eiproduktion bei verschiedenen Untersuchungen. So wurde bei Straußen in Südisrael eine Rate von 29,2 % über eine siebenmonatige Legesaison beobachtet (Degen, 1994), während die Produktivität einer kommerziell genutzten Herde bei 54 % lag (Anon, 1999).

In Queensland (Australien) erfolgt der Hauptteil der Eierablage zwischen Juli und März (More, 1996), die Produktion der farmmäßig genutzten Straußenhennen erwies sich bei Untersuchungen als vergleichsweise niedrig, da über 50 % der Hennen, welche als Teil eines Zuchtpaares gehalten wurden, kein einziges Ei über die gesamte untersuchte Saison (Juli 1993 bis Juni 1994) legten (More, 1996).

Solche schlechten Ergebnisse sind nicht akzeptabel für kommerziell ausgerichtete Betriebe, daher sollten die Faktoren, welche für die Eiproduktion von entscheidender Bedeutung sind, eingehend betrachtet werden, um diese Rate deutlich zu verbessern.

### 9.3. Fertilität

Berichte von Betrieben aus verschiedenen Ländern zeigen, dass die Fertilität von Straußeneiern sehr variabel, im Vergleich zu anderen Geflügelspezies jedoch relativ gering ist. Hierbei ist es von großer Bedeutung, die tatsächliche Fertilität zu bestimmen, da durch Schieren der Eier zwischen dem 10. und 14. Tag der Inkubation nur ermittelt wird, in welchen Eiern keine Entwicklung mehr stattfindet, jedoch wird hierbei nicht erfasst, welche Eier junge tote Embryonen enthalten. So kann es sich bei Eiern, welche als unbefruchtet angesehen werden, um fertile Eier handeln, in welchen der Embryo in einem sehr frühen Stadium abgestorben ist. Daher muss die Eischale eröffnet werden um die Abwesenheit jeglicher embryonaler Entwicklung zu bestätigen (Deeming, 1999).

Im Rahmen verschiedener Studien wurde die Fertilität von Straußengruppen erfasst. Tiere der Oudtshoorn Experimental Station (Südafrika) erfassten eine durchschnittliche Fertilität von 82,9 % mit einer Spanne von 0 – 100 % (van Schalkwyk, 1996). Bei der Untersuchung derselben Tiere über einen längeren Zeitraum wurde eine Rate von 81,9 % berichtet (Cloete, 1998). In Australien betrug die Fertilität auf 38 verschiedenen Farmen durchschnittlich 51,3 % (More, 1996), eine kleinere Auswahl von 12 Farmen hatte ein etwas besseres Ergebnis von 68,1 %, jedoch variierte die Fertilität zwischen den einzelnen Betrieben deutlich zwischen 27,4 % - 91,2 % (More, 1996).

Die Faktoren, welche die Fertilität beeinflussen, sind sehr vielgestaltig. So müssen zum Beispiel verhaltensspezifische Aspekte in Betracht gezogen werden. Sowohl die Kompatibilität zwischen den Tieren wie auch die Menge an Störfaktoren, welchen die Vögel ausgesetzt sind, weisen einen großen Einfluss darauf auf, ob ein Tretakt stattfindet (Deeming, 1997). Zudem ist ein hohes Maß an Paarungsverhalten der Hähne, welches gegenüber Menschen geäußert wird, negativ mit der Fertilitätsrate der Eier korreliert (Bubier, 1998).

### 9.4. Embryonalentwicklung

Die embryonale Entwicklung aviärer Spezies scheint einem Muster zu folgen, welches anhand von Embryonen des Wassergeflügels typisiert wurde, wobei ein Peak in der Mortalitätsrate während der ersten Tage der Entwicklung und ein zweiter, höherer Peak während der letzten Tage der Inkubation erfolgt (Insko, 1933). Dieses Muster wurde auch für Afrikanische Strauße beschrieben (Deeming, 1995a), obwohl es eine Reihe an Variationen, abhängig von den Mortalitätsursachen, geben kann (Deeming, 1996). Eine Unterscheidung zwischen unbefruchteten Eiern und einem sehr frühen Embryonaltod kann sich als relativ

schwierig erweisen, jedoch konnte ein definitiver Höhepunkt der Mortalitätsrate in der letzten Woche der Inkubation bestätigt werden (Ar, 1996).

Die Inzidenz und Ursachen von Abnormitäten in der Embryonalentwicklung von Straußen sind jedoch nur spärlich dokumentiert.

Eine der häufigsten Ursachen von Straußenküken, welche im Ei versterben, stellen Fehllagen dar (Deeming, 1995b), hier wird eine Inzidenz von 36,9 % aller im Ei verstorbenen Embryonen angegeben (Deeming, 1997). Bei den meisten dieser Fehllagen handelt es sich um Rotationsprobleme, bei denen sich die Embryonen in Relation zur Luftkammer inkorrekt positionieren. Gründe hierfür können ein unzureichendes Wenden, ebenso wie die falsche Einlage der Eier in den Brutapparat sein, letzteres geschieht häufig, wenn die Position der Luftkammer nicht beachtet wird (Deeming, 1991).

Ein weiteres Problem kann die durchgeführte Schlupfhilfe darstellen, bei der den Küken beim Durchbrechen der Eischale und auch beim anschließenden Schlupfvorgang geholfen wird. (Deeming, 1997). Diese Küken stammen häufig aus Eier, welche während der Inkubation zu wenig oder zu viel Wasser verloren haben (Ar et al, 1996). Sie weisen jedoch eine hohe Mortalität und die berlebenden Tiere eine schlechtere Wachstumsrate als ihre Schlupfgenossen auf (Deeming, 1994). Obwohl es auch Berichte von adulten Straußen gibt, welche dabei helfen nach dem ersten Durchpicken der Schale diese weiter aufzubrechen (Jarvis, 1994), sollte diese Praxis bei Zuchtprogrammen nicht gefördert werden, da hierdurch die Gefahr besteht, dass schwache genetische Linien, welche nicht dazu in der Lage sind, ohne Hilfe zu schlüpfen, weiter verbreitet anstatt identifiziert und ausselektiert werden (Deeming, 1999).

### **9.5. Mikrobielle Kontamination**

Bei Studien zur Embryonalsterblichkeit von Straußen kurz vor dem Schlupf in Südafrika wurde eine bakterielle Kontamination in 13,4 % der untersuchten Eier nachgewiesen, die isolierten Organismen waren typisch für Erdboden und Fäzes (Brown, 1996). In Australien wurde bei einer ähnlichen Untersuchung bei 26,5 % der abgestorbenen Embryonen eine mikrobielle Infektion nachgewiesen, die meisten schienen auch hier einen fäkalen Ursprung zu haben (Button, 1994). Eier in Zimbabwe zeigten eine hohe Inzidenz einer mikrobiellen Kontamination, wobei 45 % der unbefruchteten und 67 % der abgestorbenen Eier mit verschiedenen Boden- und Fkalkeimen und Pilzen infiziert waren (Foggin, 1992b). Im Rahmen einer Studie, bei der Eier verschiedener Herkunftsbetriebe aus Südafrika, den Niederlanden und Großbritannien untersucht wurden, konnte eine Kontaminationsrate von

18 – 20 % erhoben werden. Die Inzidenz mykotischer Kontaminationen erwies sich als höher bei Eiern, in welchen der Embryo bis gegen Ende seiner Entwicklung überlebt hat (Deeming, 1996b). Die Anzahl an kontaminierten Eiern variiert jedoch deutlich bei verschiedenen Betrieben ebenso wie zwischen den individuellen Hennen (Deeming, 1996a).

Einen bedeutenden Faktor stellen die Eigenschaften der Eischale dar, sie bestimmen zu einem gewissen Anteil das Risiko einer mikrobiellen Kontamination. Schalen mit einer hohen Leitfähigkeit weisen hierbei ein höheres Potential für eine Kontamination auf. Deeming (Deeming, 1996b) fand heraus, dass bei zwei von drei Proben jene Eier mit einer mikrobiellen Belastung einen signifikant höheren durchschnittlichen Massenverlust aufwiesen als solche, welche nicht kontaminiert waren. Dieser Umstand wird durch eine signifikante Korrelation der Anzahl an Eiern mit mikrobiellem Wachstum und dem Wasserverlust bestätigt (Deeming, 1999).

### **9.6. Lagerung**

Im Rahmen des Betriebsmanagements ist es erforderlich, die Eier nach dem Einsammeln zu lagern um die Kapazitäten des Brutapparates optimal ausnutzen zu können.

In freier Wildbahn umfasst ein Gelege der Afrikanischen Straußen in der Regel zwischen 10 und 12 Eiern (Bertram, 1992). Dies bedeutet, dass das erste Ei, welches gelegt wird, zwischen 18 und 24 Tage den Umgebungsbedingungen ausgeliefert ist, bevor diese inkubiert werden. Das regelmäßige Entfernen der Eier bei farmmäßig gehaltenen Tieren bedeutet eine verlängerte Legesaison über mehrere Monate. Dies wird von einer niedrigeren Herdenrate bezüglich ihrer Legeleistung zu Beginn und Ende gekennzeichnet mit einem Peak in der Mitte der Saison (Ar, 1996; Deeming, 1996a). Daher werden die Eier häufig bis zu einer Woche gelagert, bis sie für eine künstliche Bebrütung eingelegt werden. Zu Beginn und Ende der Saison kann diese Lagerzeit sogar noch länger sein um eine effiziente Nutzung des Brutapparates zu gewährleisten (Deeming, 1999).

Obwohl nur mäßig signifikante Unterschiede nachgewiesen wurden, konnte festgestellt werden, dass Straußeneier, welche am Abend eingesammelt werden, eine geringere Mortalitätsrate aufweisen als jene, die am nächsten Morgen aus den Nestern entnommen werden (van Schalkwyk, 1998). Es ist daher anzuraten, die Eier kurz nach dem Legen zu sammeln um die Inzidenz einer mikrobiellen Kontamination und anderer Faktoren, welche die Eiqualitt reduzieren, zu minimieren (Deeming, 1997). Die Position des Eies (z.B. mit der Luftblase nach oben oder unten, horizontal eingelegte Eier) während der Lagerung hat über einen Zeitraum von bis zu 6 Tagen keinen Effekt auf die Mortalität der Embryonen (van

Schalkwyk, 1998). Werden die Eier jedoch gleich zu Beginn der Lagerung mit der Luftkammer nach oben in eine Horde des Brutapparates positioniert, so kann diese ohne Handling in den Inkubator verbracht werden, wodurch die Kontamination einzelner Eier reduziert werden kann (Tully, 1996).

Straußeneier, welche bei einer Umgebungstemperatur von 20 – 23 °C gelagert werden, zeigen eine geringgradig reduzierte Überlebensrate, während längere Lagerungsperioden eine signifikante Depression der Schlupfrate verursachen können (Swart, 1978). Bei einer Lagerung von 12 – 14 Tagen schlüpften nur 50 % der befruchteten Eier, dies ist hauptsächlich mit einem frühen (1 – 7 Tage) und weniger mit einem späten Embryontod assoziiert (Deeming, 1996b). Auch Wilson et al (Wilson, 1997) konnte mit einer steigenden Lagerungszeit ansteigende Mortalitätsraten der Embryonen nachweisen.

Neben der Lagerdauer spielt auch die Temperatur eine entscheidende Rolle für die Vitalität der Embryonen. So zeigten sie eine deutlich geringere Mortalitätsrate bei einer Lagertemperatur von 17 °C als bei 25 °C. Zudem wird durch die Temperatur auch die Größe des Blastoderms nach einer Lagerperiode von 7 Tagen beeinflusst, wobei sich dessen Durchmesser mit jedem weiteren Grad verdoppelt (bei einer Spanne von 25 °C – 27 °C) (van Schalkwyk, 1998). Straußeneier, welche bei einer Temperatur zwischen 55 °F (ca. 12 °C) und 65 °F (ca. 18 °C) gelagert werden, können sicher über einen Zeitraum von 7 Tagen gelagert werden, jedoch reduziert sich ihre Schlupfrate signifikant bei einer Lagerung von mehr als 10 Tagen (Tully, 1996).

Positive Effekte scheinen sich auch durch ein Vorwärmen der Eier vor der eigentlichen Bebrütung erzielen zu lassen. Eine Erhöhung der Temperatur auf 36 °C für 4 Stunden vor der Inkubation erhöhte die Schlupfrate von Straußeneiern, welche weniger als 6 Tage bei 17 °C gelagert wurden, um 8 %, hierbei wurde die Rate des späten Embryontodes deutlich reduziert. Im Gegensatz hierzu zeigte ein Vorwärmen von Eiern auf 25 °C für 16 Stunden vor der Inkubation keinen signifikanten Effekt auf die Schlupfrate (Brand, 1998).

Während der Lagerung ist ein Wenden der Eier nicht zwingend notwendig, wenn diese nicht länger als eine Woche andauert. Bei größeren Lagerperioden sollten die Eier einmal täglich gewendet werden, jedoch ist eine längere Lagerung nicht zu empfehlen, da hier eine Reduktion der Schlupfrate erfolgt (Tully, 1996).

### 9.7. Temperatur

In der Regel erfolgt die Bebrütung von Straußeneiern bei 36,0 °C – 36,5 °C, obwohl es auch möglich ist, diese bei Temperaturen von 35,0 °C – 37,0 °C erfolgreich auszubrüten. Im Rahmen einer Studie, bei welcher Eier bei verschiedenen Temperaturen zwischen 36,0 °C und 36,7 °C inkubiert wurden, konnte gezeigt werden, dass bei 36,4 °C die Hälfte aller Küken an Tag 42 schlüpfen (Ar, 1996). Straußeneier, welche bei 35 °C inkubiert werden, benötigen im Schnitt zwei (Deeming, 1999) bis drei Tage länger als jene, welche bei 36 °C bebrütet werden (Jarvis, 1985b). Eine höhere Anfangstemperatur (37,0 °C) im Rahmen einer Ein-Phasen-Brut reduzierte die durchschnittliche Inkubationszeit um fast drei Tage im Vergleich zu einer konstanten Temperatur von 36,0 °C (Deeming, 1993).

Bei der Naturbrut beträgt die durchschnittliche Temperatur der Oberseite des Eies, welche dem Brutfleck anliegt, durchschnittlich 37,4 °C (Swart, 1988). Daher ist die Temperatur, welcher der Embryo zu Beginn seiner Entwicklung, wenn er auf der Dotterscheibe schwimmt, ausgesetzt ist, ähnlich zu jener bei anderen aviären Spezies, obwohl andere Teile des Eies eine niedrigere Temperatur aufweisen (Deeming, 1999). Mit fortschreitender Entwicklung bewirken die Wärmeverteilung durch das Kreislaufsystem (Turner, 1991) sowie die zunehmende Größe des Embryos und der Anstieg seines Metabolismus einen Anstieg der durchschnittlichen Gesamttemperatur des Eies (Deeming, 1999).

Die während der Kunstbrut standardmäßig genutzte Lufttemperatur ist ungefähr 1 °C niedriger als jene 37,0 °C – 37,5 °C, welche bei Hühnereiern verwendet wird. Die Größe der Straußeneier bedingt ein relativ niedriges Verhältnis von der Eioberfläche zu dessen Volumen. Es besteht daher eine Tendenz der metabolisch entstandenen Wärme, in dem Ei zu akkumulieren, wodurch eine potentielle Überhitzungsgefahr des Embryos entsteht. Eine durchgehend niedrige Temperatur ist jedoch nicht nötig, da auch bei Temperaturprofilen, bei welchen die Inkubation mit einem Anfangswert von 37,0 °C gestartet und dieser dann allmählich reduziert wurde, vitale Küken produziert wurden (Deeming, 1993; Deeming, 1994). Bei der optimalen Bruttemperatur von 36,4 °C, welche eine Inkubationszeit von 42 Tagen bedingt (Ar, 1996), handelt es sich daher um einen Kompromiss zwischen der höheren Temperatur, welche während der frühen Entwicklung benötigt wird, wenn die Produktion der metabolischen Wärme gering ist, und der niedrigeren Temperatur während des letzten Drittels der Inkubation, wenn die Eier eher etwas gekühlt werden (Deeming, 1999).

Die Qualität der Gerätschaften, welche für die Inkubation verwendet werden, kann einen großen signifikanten Unterschied im Erfolg der Kunstbrut bedeuten. Ältere Brutapparate

können sich als problematisch erweisen, da das eingebaute System unter Umständen nicht effizient genug ist, um die entstehende metabolische Wärme ausreichend zu verteilen und die benötigte Luftfeuchte zu kontrollieren. Dies kann vor allem der Fall sein, wenn der Raum, in welchem sich der Inkubator befindet, nicht klimakontrolliert und der Luft ggf. Feuchtigkeit entzogen wird, sodass eine zu hohe Luftfeuchte auch im Brutapparat vorherrscht (Deeming, 1999). Zudem lässt sich Holz, welches bei älteren Maschinen verwendet wurde, nur unzureichend reinigen und desinfizieren und bedeutet daher ein erhöhtes Kontaminationsrisiko für dessen Inhalt.

### 9.8. Wasseraustausch

Bei Studien zu den Umgebungsbedingungen in hölzernen Brutapparaten, welche in Südafrika verwendet wurden, konnte festgestellt werden, dass die Luftfeuchtigkeit in deren Innerem wesentlich höher war als jene, welche in Straußennestern gemessen wurden (63 % vs. 41 – 43 % relative Luftfeuchte). Dementsprechend erwies sich der Wasserverlust der inkubierten Eier des Brutapparates als deutlich niedriger als jener der Eier aus dem Nest (2,8 g/Tag vs. 3,8 g/Tag). Dies erwies sich als großes Problem, da es zu einer geringeren Schlupfrate bei der künstlichen Bebrütung führte (Burger, 1981). Andere Studien zeigten, dass ein zu geringer Massenverlust in der Regel zu ödematisierten Küken führt oder in abgestorbenen Embryos resultiert (Deeming, 1995b).

Der Gas- und Wasseraustausch durch die Eischale hindurch erfolgt über Diffusion durch die mehrfach verzweigten Poren (Ar, 1974). Die Schale eines Straußeneies besitzt durchschnittlich 1.196 Poren, jeweils mit einem Radius von 52,5  $\mu\text{m}$  (Ar, 1979). Dabei sind diese Poren nicht gleichmäßig über die gesamte Schale verteilt, so beträgt ihre Anzahl am Luftkammerpol durchschnittlich 20,2 Poren /  $\text{cm}^2$ , an dessen gegenüberliegendem Pol 17,7 Poren /  $\text{cm}^2$  und am Äquator 18,3 Poren /  $\text{cm}^2$  (Christensen, 1996).

Es konnte gezeigt werden, dass die Anzahl der Poren auch einen Effekt auf die Schlupfergebnisse hat, wobei relativ viele oder wenige Poren die Schlupfrate reduzieren. Vor allem die Verluste durch einen zu hohen Wasserverlust erwiesen sich als relativ dramatisch (Gonzalez, 1999). Die Spanne der gemessenen Wasserverluste erstreckte sich zwischen 7 % und 24 %, jedoch verteilte sich die Embryonalsterblichkeit nicht uniform über diese Werte. Zwischen 8 % und 18 % erwies sich die Schlupfrate als relativ hoch (mind. 50 %), bei Eiern, welche einen Wasserverlust zeigten, der unter oder über diesen Werten lag, betrug die Mortalität jedoch in der Regel fast 100 % (Deeming, 1995a; Deeming, 1997). Im Rahmen einer Studie in Südafrika wurde dieser Zusammenhang ebenfalls untersucht, bei

einem Wasserverlust von 10 – 18 % betrug die Mortalitätsrate hierbei 20 % oder weniger (Blood, 1998). Durch die Anpassung dieses Wasserverlustes bei Eiern mit einer hohen Leitfähigkeit, konnte die Embryonensterblichkeit auf normale Werte reduziert werden, dies war jedoch nur teilweise erfolgreich bei Eiern mit einer niedrigen Leitfähigkeit, was darauf hinweist, dass die Sauerstoffversorgung in solchen Eiern weiterhin ein Problem darstellt (Ar, 1996).

Der Wasserverlust eines Eies ist sowohl von der Wasserleitfähigkeit der Eischale sowie von der Differenz der Partialdrücke innerhalb und außerhalb des Eies abhängig (Ar, 1974). In der Praxis erweist sich die Wasserleitfähigkeit als relativ fix, sie sinkt jedoch in der dritten und vierten Woche der Bebrütung um ca. 5 % und steigt auf ca. 1 % über dem initialen Wert am Ende der Inkubation, dies trifft jedoch nur auf fertile Eier zu (Ar, 1996). Der Wasserverlust eines Eies kann durch die Anpassung der Luftfeuchtigkeit des Brutapparates kontrolliert werden. In der Regel werden die Inkubatoren so eingestellt, dass ein durchschnittliches Ei bis zum Schlupf ein Massenverlust von 13 % erreicht. Jedoch verlieren Eier mit einer Eischale, welche eine hohe oder niedrige Wasserleitfähigkeit aufweisen, nur ungenügend oder aber zu viel Wasser. Eine Anpassung der Luftfeuchtigkeit an die Leitfähigkeit der Schale kann den Gewichtsverlust der individuellen Eier optimieren (Deeming und Ar). Untersuchungen zeigten, dass mit einer Verringerung der Luftfeuchte bei Eiern mit einer niedrigen Wasserleitfähigkeit eine Erhöhung der Schlupfrate um 5 % erzielt werden konnte, während ca. 9 % der Eier mit einer hohen Leitfähigkeit schlüpften, wenn die Luftfeuchte erhöht wurde (Ar, 1996).

Nachteile von Eischalen mit einer hohen Wasserleitfähigkeit bestehen in dem exzessiven Massenverlust, welcher zu einer Dehydratation des Inhaltes und der Mortalität des Embryos führt. Zudem ist hier die Gefahr einer mikrobiellen Kontamination erhöht, was wiederum in der Regel zu einer geringeren Schlupfrate führt. Eier mit einem hohen Gewichtsverlust weisen eine schlechte Eischalenqualität auf und sollten daher wenn möglich gar nicht erst in den Brutapparat eingelegt werden (Deeming, 1997).

Ein zu geringer Gewichtsverlust stellt ebenfalls ein Problem dar, da die relativ niedrige Luftfeuchtigkeit, welche benötigt wird, um einen ausreichenden Verlust zu gewährleisten, unter künstlichen Bedingungen teilweise nur schwer erreicht werden kann (Burger, 1981; Deeming, 1993; Deeming, 1997; Brown, 1996). Auch Fehllagen, vor allem solche, bei denen der Embryo sich inkorrekt zu der Luftkammer des Eies positioniert, treten häufig bei Eiern mit einem zu geringen Massenverlust auf (Deeming, 1994 - 1996).

Der gewünschte Gewichtsverlust der Straußeneier von ihrer Einlage in den Brutapparat bis zum Eindringen der Küken in die Luftkammer sollte daher 12 – 15 % des Initialgewichtes betragen. In der Regel wird deshalb für die Inkubation von Straußeneiern in Abhängigkeit von der Temperatur, der Eiqualität und der Luftzirkulation eine relative Luftfeuchte von 25 – 40 % eingestellt. Höhere Temperaturen erfordern eine geringere Luftfeuchtigkeit, da hierdurch die metabolische Rate der Embryonen erhöht und somit auch eine größere Menge metabolischen Wassers produziert wird. Dies verringert die Inkubationszeit und somit auch ein proportional geringeres Potential für dessen Evaporation. Der entsprechend gegenteilige Effekt entsteht bei niedrigeren Temperaturen (Tully, 1996).

### **9.9. Sauerstoff- und Kohlenstoffdioxidaustausch**

Ein insuffizienter Wasserverlust verursacht unter anderem eine kleine Luftkammer, dies kann zu Problemen im Rahmen des Schlupfes führen. Die Embryonen können schwieriger in die Luftkammer eindringen und auch ein Durchstoßen der Eischale ist erschwert, da dies näher am Pol des Eies erfolgt (Deeming, 1995b). Zudem kann eine kleine Luftkammer ein komplettes Füllen der Lunge und Luftsäcke des schlüpfenden Kükens mit Luft verhindern (Ar 1991). Ley et al (1986) stellten fest, dass die meisten ödematösen Embryonen, welche untersucht wurden, starben bevor sie in die Luftkammer eindringen konnten, als Todesursache wurde hier eine Suffokation angenommen. Ein zu geringer Massenverlust der Eier kann aufgrund der Wasserretention in den Embryonen zu Problemen führen, aber die geringe Schalen- Leitfähigkeit verhindert auch die Aufnahme von Sauerstoff und die CO<sub>2</sub>-Emmission durch den Embryo (Deeming, 1999). Die Diffusion von Sauerstoff und Kohlenstoffdioxid wird durch diese Leitfähigkeit und die unterschiedlichen Druckverhältnisse zwischen dem Eiinneren und der äußeren Umgebung limitiert. Schalen mit einer höheren Leitfähigkeit limitieren die Sauerstoffdiffusion nicht, sodass der Embryo seine Aufnahmerate selbst regulieren kann (Ar, 1991). Demzufolge hat eine Anpassung der Luftfeuchtigkeit, welche den wichtigsten Faktor für die Korrektur eines inkorrekten Wasserverlustes darstellt, einen geringeren Effekt auf die Mortalität bei Eiern mit einer niedrigen Leitfähigkeit als bei jenen mit einer höheren (Deeming, 1999).

Die Gesamtmenge an Sauerstoff, welche von einem Straußenembryo während seiner Entwicklung verbraucht wird, ist relativ gering (Ar, 1998). Verglichen mit Embryonen des Wassergeflügels, welche 94,7 l O<sub>2</sub> pro Ei verbrauchen, benötigten Straußen zwischen 73,7 und 82,81 l O<sub>2</sub> pro Ei (Ar, 1998). Diese Differenz entspricht den Unterschieden in der Entwicklung dieser Spezies, wobei Straußenembryonen relativ langsam wachsen und zum Zeitpunkt des Schlupfes größere Reserven an Dotter aufweisen verglichen mit dem Wassergeflügel (Deeming, 1999).

### 9.10. Ventilation

Die Ventilation beschreibt den Austausch von Luft zwischen dem Inkubator und der umgebenden Umwelt. Zirkulation hingegen beschreibt die Luftbewegung innerhalb des Brutapparates. Die Luftzirkulation beeinflusst mehrere Faktoren wie die Temperatur, Luftfeuchtigkeit, Sauerstoff- und Kohlendioxidgehalt in allen Bereichen des Brutapparates. Sie wird in der Regel durch Ventilatoren erzeugt, welche die Luft in einem für den entsprechenden Inkubator spezifischen Muster bewegen. Prinzipiell können hohe Luftflussraten ein gleichmäßiges Durchmischen der Luft bewirken und das Entfernen von Feuchtigkeit und Kohlendioxid sichern. Die Geschwindigkeit der Luftbewegung hat nur einen geringen ersichtlichen Effekt auf die Schlupfrate bei Hühnervögeln, jedoch weisen Straußeneier, welche in Apparaten mit einer geringen internen Luftgeschwindigkeit bebrütet werden, in der Regel nur einen geringen totalen Wasserverlust auf, auch wenn nur eine sehr geringe Luftfeuchtigkeit eingestellt wird.

Dies liegt an einem Grenzschicht-Effekt eines großen Eies, wodurch eine Zone ohne Luftbewegung nahe der Eioberfläche entsteht. Da die Abgabe sowohl des Wassers wie auch der Wärme, welche durch den Embryo produziert werden, reduziert werden, befindet sich das Ei in einem Mikroklima, welches durch eine höher Luftfeuchtigkeit und Temperatur gekennzeichnet ist als die Einstellungen des Brutapparates indizieren (Tully, 1996).

Die Ventilation des Brutapparates ist notwendig um eine adäquate Menge an Sauerstoff in den Inkubator zu bringen und einen Teil des entstehenden Kohlenstoffdioxids aus zu schleusen. Luft enthält normalerweise 20,95 % Sauerstoff und 0,03 % Kohlenstoffdioxid. Die Schlupfrate wird bei jeder Verringerung des Sauerstoffgehaltes um 1 % um ca. 5 % reduziert. Auch Kohlendioxid-Konzentrationen von über 1,5 % können die Schlupfrate ernsthaft verringern (Tully, 1996).

Brutapparate für Geflügel werden häufig mit einer Rate von 85 m<sup>3</sup>/h während der Inkubation von 1000 Geflügeleiern belüftet, dies entspricht einer Masse von ca. 40 Straußeneiern (Deeming, 1999). Daher sollte die Ventilationsrate für einen Inkubator, in welchem 1000 Straußeneier bebrütet werden, 2125 m<sup>3</sup>/h betragen (Deeming, 1997). Dies berücksichtigt jedoch nicht die zusätzlich benötigte Ventilation um eine geeignete Luftfeuchtigkeit einzustellen (Deeming, 1999). Berechnungen zufolge bewirkt eine Senkung der Sauerstoffkonzentration im Brutapparat um 0,4 % (und einem Anstieg der CO<sub>2</sub>-Konzentration um 0,3 %) eine erhöhte Luftfeuchtigkeit, welche die Entwicklung negativ beeinflussen kann (Ar, 1996).

In den meisten Brutapparaten wird die Luftfeuchtigkeit mittels der Ventilation reguliert. Die

kühle Raumluft, welche auf die Inkubationstemperatur angewärmt wird, besitzt das Potential, mehr Feuchtigkeit zu halten, hierdurch wird die relative Luftfeuchtigkeit reduziert. Eine erhöhte Ventilation bewirkt auch einen erhöhten Luftstrom an kühler Luft in den Inkubator. Im Gegensatz hierzu wird die Luftfeuchtigkeit erhöht, wenn die Lüftungsöffnungen geschlossen werden. Wird die kühle Luft der Umgebung direkt in den Inkubator geleitet, können Zonen mit einer zu niedrigen Temperatur in der Nähe der Einlassöffnungen entstehen. Der Brutapparat sollte daher eine Kammer enthalten, in welcher die Frischluft durch Rezirkulation vorgewärmt wird (Tully, 1996).

### **9.11. Management des Schlupfapparates**

Abgesehen von der Temperatur und der Luftfeuchte, sollten sich die Bedingungen des Schlupfapparates nicht von jenen des Brutapparates unterscheiden. Da die Eier Wärme produzieren und einen hohen Sauerstoffbedarf aufweisen, sollte die Ventilation effizient genug sein um genügend Sauerstoff zur Verfügung zu stellen und Wasser zu eliminieren, da ca. 25 % des Gesamtverlustes an Wasser im Schlupfbrüter erfolgt (Ar, 1996). Zudem muss auch die Anzahl der Eier, welche eingelegt werden, beachtet werden, daher kann bei voll besetzten Apparaten eine etwas niedriger eingestellte Temperatur erforderlich sein, um einem zu starken Überhitzen der Eier vorzubeugen (Deeming, 1999). Jedoch gibt es zu diesem Faktor noch keine ausreichenden wissenschaftlichen Studien.

### **9.12. Bruteiqualität**

#### 9.12.1. Genetik

Die Bruteiqualität wird zu einem bedeutenden Teil durch die zugrunde liegende Genetik beeinflusst. Bei kommerziell genutzten Hühnerrassen wurden die Elterntiere soweit selektiert, dass die produzierten Eier in ihrer Konformität und ihrem Inhalt weitestgehend uniform sind. Diese Uniformität wurde in der kommerziellen Straußenhaltung bisher noch nicht erreicht. Die relativ geringe Anzahl der Tiere, welche den Genpool stellen, ebenso wie die lange Generationszeit, macht eine entsprechende Selektion bei diesen Tieren deutlich schwieriger als bei anderen Geflügelarten. Straußenzüchter in Südafrika bevorzugten traditionell lange Zeit wirtschaftlich nutzbare Merkmale wie die Federqualität und, zu einem geringeren Anteil, die Quantität der Eier. Merkmalen wie der Uniformität der Eier, der Schalenqualität und der Schlupfrate wurde hier, ebenso wie in anderen Ländern, weniger Beachtung geschenkt, was zu einer hohen Variabilität dieser Parameter führte. Im Rahmen von Dokumentationen, welche für eine große Anzahl an Straußen in Oudtshoorn (Südafrika) vorgenommen wurden, konnten folgende Beobachtungen festgestellt werden:

- Es konnte kein signifikanter Unterschied bezüglich der Körpermasse bei Hennen mit einer hohen und solchen mit einer niedrigen Eiproduktion erhoben werden
- Extrem große oder kleine Eier zeigten eine niedriger Schlupfrate als Eier mit einem Durchschnittsgewicht
- Das Körpergewicht der männlichen Tiere wies eine negative Korrelation zu deren Fertilität auf

Studien in Südafrika und Israel bestätigten den Nutzen einer Leistungsselektion für die Steigerung des Potentials der Reproduktion. So konnten vor allem die Eiproduktion, die Fertilität sowie die Schlupfrate durch die genetische Selektion deutlich verbessert werden (Tully, 1996).

#### 9.12.2. Eigröße

Straußeneier können zwischen 350 g und 2200 g wiegen, ihr durchschnittliches Gewicht variiert mit der Subspezies und dem Management, beträgt jedoch typischerweise zwischen 1300 g und 1700 g. Übergroße Eier besitzen eine proportional kleine Oberfläche für den Gas- und Wasseraustausch und produzieren häufig schwache, ödematöse Küken. Im Gegensatz dazu weisen kleine Eier einen exzessiven Wasserverlust auf, wodurch die Küken geschwächt werden und dehydrieren. Kleine Eier, welche zu Beginn der Saison oder von jungen Hennen gelegt werden, sind häufig infertil (Tully, 1996).

#### 9.12.3. Fütterung der Zuchttiere

Ein Ei enthält alle Inhaltsstoffe, welche dafür nötig sind, ein gesundes Küken produzieren zu können. Weist eine Henne ein marginales Defizit an Proteinen, Kohlehydraten oder Fetten auf, so werden weniger Eier produziert oder sie weisen eine geringere Größe auf als sie für diese Henne normal wären. Defizite bei spezifischen Vitaminen oder Mineralien resultieren selten in einem nutritiven Defizit des Eies. Die Effekte eines einzelnen Nährstoffmangels auf die Morphologie der Embryonen wurde bisher bei anderen Geflügelarten untersucht (Tully, 1996) und müssen derzeit als Referenz für die Analyse nährstoffbedingter Schlupfprobleme dienen. Eine hochenergetische, Getreide-basierte Diät kann zu einem Embryonal Tod in der Mitte der Inkubation führen, charakteristisch sind hier die ödematösen Küken mit subkutanen Hämorrhagien, was ein Defizit an Pantothen säure nahelegt. Skeletale Anomalien des Kopfes und der Ständer werden mit einem zu geringen Mangangehalt in Verbindung gebracht, da sich diese Problematik auf eine entsprechende Supplementation der Nahrung hin verbessert (Tully, 1996).

Die Ration der Zuchtpaare weist auch einen Effekt auf die Eischalenqualität auf, der Calcium, Phosphor- und Vitamin D<sub>3</sub>-Gehalt der Nahrung muss daher ausgeglichen sein. Eine Übersupplementation von Kalkstein und Grit aus Schalen ist derzeit ein häufigeres Problem als ein Defizit. Eine exzessive Aufnahme von Chlorid, Kupfer oder anderen

Mineralien kann ursächlich für Eischalendeformationen bei Hühnern sein und es wird angenommen, dass dieselben Effekte auch bei Straußen zu erwarten sind (Tully, 1996).

#### 9.12.4. Erkrankungen

Infektiöse Organismen innerhalb des Reproduktionstraktes können auf das Ei während seiner Bildung übertragen werden, dies kann zum Embryonaltod, einer reduzierten Schlupfrate oder nichtlebensfähigen Küken führen. Aktive Infektionen des Reproduktionstraktes ebenso wie anatomische oder physiologische Anomalitäten, welche aus vorangegangenen Erkrankungen entstanden sind, können die Bildung und Integrität des Eies beeinflussen. Defekte des Eiinhaltes, der Membranen oder der Schale treten vergleichsweise häufig bei Straußeneiern auf. Auch gastrointestinale Störungen, welche die Absorption von Vitaminen oder Mineralstoffen reduzieren, können in Eiern mit einem nutritiven Defizit resultieren, auch wenn sie von einer Henne stammen, die eine ausbalancierte Ration erhalten haben (Tully, 1996).

### 9.13. Handling der Eier

#### 9.13.1. Sammeln der Eier

Strauße legen in der Regel ihre Eier in den späten Nachmittags- und Abendstunden. Die Eier sollten daher wenn möglich mehrfach pro Tag eingesammelt werden, wobei das letzte Absammeln kurz vor dem Sonnenuntergang erfolgen sollte. Eier, welche in den Nestern belassen werden, werden oft umher gerollt und können hierdurch beschädigt werden. Zudem kühlen sie über Nacht aus, wodurch Bakterien über einen Einsaugeffekt durch die Poren in das Eiinnere gezogen werden. Eine Reinigung der Schale von Eiern, deren Inhalt bereits kontaminiert wurde, ist nur von äußerst geringem Wert und kann die Schlupfrate sogar noch zusätzlich reduzieren. Werden Eier über mehrere Tage in ihrem Nest belassen, können unter Umständen extreme Witterungsbedingungen auf sie einwirken, vor allem wenn sie direktem Sonnenlicht ausgesetzt werden. Dies kann zu einer hohen Inzidenz einer frühen Embryonensterblichkeit, verursacht durch die Präinkubation, führen (Tully, 1996).

Strauße legen ihre Eier in den Stall oder die Außengehege, was im Gegensatz zu Legehennen ein Absammeln der Eier per Hand notwendig macht. Sie sollten für den Transport weich und sicher gelagert werden, um ein Durchschütteln auf dem Weg zur Brutabteilung zu minimieren. Eier, welche von Straußen aus extensivem Management oder zoologischen Gärten abstammen, sind häufig bereits einer Präinkubation ausgesetzt, sodass hier eine besondere Sorgfalt nötig ist, sollen diese noch künstlich bebrütet werden. Vor allem muss ein Durchschütteln und Abkühlen des sich bereits entwickelnden Embryos

verhindert werden, da dies die Schlupfrate deutlich negativ beeinflussen würde (Tully, 1996).

Zum Zeitpunkt des Absammelns sollten die Eier auch identifiziert werden, dazu sollte die Nummer der Henne oder zumindest des Geheges oder andere Kennzeichnungen zur Identifizierung des Eies an diesem angebracht werden. Dies ist von Bedeutung, um die Produktivität einzelner Zuchttiere oder –gruppen bewerten zu können. Alle Daten zur Produktion und Identifikation sollten gesammelt und in entsprechenden Brutaufzeichnungen erfasst werden (Tully, 1996).

#### 9.13.2. Reinigung und Desinfektion

Das Vogelei besitzt eine Reihe natürlicher Barrieren gegen die Penetration und das Wachstum infektiöser Agentien. Die Kutikula, eine aus Mucus bestehende Schicht, umgibt die Schalenoberfläche und trocknet kurz nachdem das Ei gelegt wurde. Hierdurch werden die Poren der Schale initial versiegelt, sodass eine physikalische Barriere gegeben ist. Die Poren selbst sind nicht klein genug, um die Penetration infektiöser Organismen zu verhindern (Tully, 1996). Die Präsenz einer Kutikula bei Straußeneiern ist jedoch bisher nicht eindeutig geklärt (Deeming, 1999). Die äußere Eimembran dient als eine dritte, wenn auch relativ ineffiziente physikalische Barriere. Die Innere Eihaut bietet hingegen einen besseren Schutz gegen die Penetration von Bakterien und Pilzsporen und die Lysozyme des Eiweißes wirken bakterizid. Verschiedene Vitamine und Mineralstoffe werden an Proteine des Albumens gebunden, sodass sie Bakterien nicht zur Verfügung stehen und somit deren Wachstum behindert wird. Zudem erhält der Embryo eine gewisse passive Immunität durch Immunglobuline, welche sich im Dotter des Eies befinden und einen limitierten Schutz bieten (Tully, 1996).

Die Produktion eines sauberen Eies ist der bedeutendste Schritt bei der Reduktion von Kontaminationen. Straußen legen ihre Eier in Nester, welche aus flachen Mulden im Boden bestehen. Es ist daher essentiell, dass die Nester so sauber und trocken wie möglich sind und die Eier möglichst kurz nach der Ablage eingesammelt werden. Sand, welcher in die Nester eingebracht wird, bietet ein vergleichsweise sauberes Substrat mit einer guten Drainage-Eigenschaft und wird in der Regel von adulten Tieren gut akzeptiert. Die Desinfektion der Nester wird von einigen Züchtern befürwortet, jedoch konnte die Effizienz dieser Prozedur bisher nicht bewiesen werden. Da Strauße ihre Eier auf dem Erdboden ablegen, weisen diese immer etwas Staub und Schmutz auf der Schalenoberfläche auf (Tully, 1996). Trotzdem sollte das Material des Nestes vor dem Beginn der neuen Brutsaison ausgetauscht werden.

Die Methoden, welche für die Aufbereitung der Eier für die Brut durchgeführt werden, werden kontrovers diskutiert. Im Gegensatz zu anderen Zweigen der Geflügelproduktion, erfolgt die Reinigung von Straußeneiern ausschließlich per Hand. Häufig wird der grobe Schmutz mittels Sandpapier entfernt, anschließend werden die Eier mit warmen Lösungen abgespült, eingesprüht oder in diese eingelegt, häufig enthalten diese Chlorhexidin, quartäre Ammonium-Verbindungen oder Phenole. Diese Methoden zerstören jedoch die äußerste Schicht der Eischale und verringern die Resistenz gegenüber einer bakteriellen Penetration (Tully, 1996).

Es wird daher von einigen Autoren empfohlen, Straußeneiern einer manuellen Reinigung zu unterziehen, bei welcher Staub und Schmutz trocken entfernt wird, anschließend wird ein Nebel aus mildem Desinfektionsmittel über dem Ei versprüht. Trockene Eier sollten mit einer weichen Bürste bearbeitet werden, ist das Ei nass oder mit feuchtem Schmutz verdeckt, so wird seine Oberfläche zuerst mit einem Föhn vorsichtig getrocknet, anschließend wird es abgebürstet (Tully, 1996).

Sollen die Eier feucht gereinigt werden, so sollte dies unter fließendem Wasser erfolgen, da bei der Reinigung in einer stehenden Flüssigkeit der abgewaschene Schmutz in dem Wasser verbleibt und so ständig in Kontakt mit dem Ei steht, wodurch keine effektive Reduktion der Keime erreicht werden kann. Die verwendete Flüssigkeit sollte hierbei eine etwas wärmere Temperatur als der Eiinhalt aufweisen um Einsaugeffekte zu vermeiden, welche entstehen, wenn das Ei mit kälterem Wasser in Kontakt kommt. Hierdurch kühlt sich der Eiinhalt ab, zieht sich in dessen Folge zusammen und Keime können durch den entstehenden Unterdruck eingesaugt werden. Anschließend werden die Eier mit einem weichen Tuch getrocknet, hierbei sollte für jedes Ei ein separates Tuch verwendet werden, um einer Keimverschleppung vorzubeugen. Wird diese Art der Reinigung gewählt, so müssen alle Eier der gleichen Prozedur unterzogen werden. Dies ist von Bedeutung, da hier die oberste Schicht der Eischale beschädigt werden kann, sodass ein Eindringen von infektiösen Agentien leichter möglich ist. Auch makroskopisch sauber erscheinende Eier tragen solche Organismen auf ihrer Oberfläche, bei einem Kontakt mit jenen, die einer Reinigung unterzogen wurden, können sie als Quelle für mögliche Kontaminationen dienen.

Unabhängig, welche Art der Reinigung gewählt wird, sollte eine anschließende Desinfektion durchgeführt werden. Die Eioberfläche kann hierfür mit einer dünnen Schicht einer kommerziellen Desinfektionslösung überzogen werden. Diese sollte quartäre Ammonium-Verbindungen oder Phenole enthalten, welche für Hühnereier zugelassen sind. Die Desinfektionsmittel können als Handspray, Aerosol oder durch die Erzeugung eines Nebels angewendet werden. Anschließend soll die Lösung lufttrocknen und das Ei dann an seinen

Lagerplatz verbraucht werden. Eine Desinfektion mittels Formaldehyd, obwohl sehr wirksam gegen Pilzinfektionen, benötigt eine speziell konstruierte Kammer und ist extrem reizend für Menschen und Küken. Da sichere und effektive Alternativen zur Verfügung stehen, sollte daher auf die Verwendung von Formaldehyd verzichtet werden (Tully, 1996). Zu diesen Alternativen zählt auch eine Desinfektion mit Ozon, diese bietet den Vorteil, dass das Gas nicht nur direkt auf den Eiern angewendet werden kann, auch eine gleichzeitige Desinfektion des Brutapparates kann erreicht werden, wird das Ozon bei der Einlage der Eier in diesen verwendet. Zudem zerfällt Ozon zu Sauerstoff, sodass hier keine reizenden Rückstände zu befürchten sind, dies ist auch dem Arbeitsschutz der zuständigen Personen förderlich. Es stellt daher eine sehr gut geeignete Alternative gegenüber der Anwendung von Formaldehyd oder anderen Desinfektionsmitteln dar, die auch kostengünstig in kleinen Betrieben angewendet werden kann.

## **9.14. Bebrütung**

### **9.14.1. Position des Embryos**

Der Embryo positioniert sich normalerweise mit angezogenen Ständern beidseits des Abdomens, wobei die Füße ventral der Schultern zu liegen kommen. Der Hals wird ventral gebeugt und der Kopf in Richtung der rechten Seite rotiert, hierbei befindet sich der Schnabel benachbart zu dem rechten Fuß und der Schulter. Die Wirbelsäule verläuft parallel der langen Achse des Eies, der Kopf befindet sich in der Nähe des Luftkammer-Pols. Dies ermöglicht es dem Küken, die innere Schalenhaut zum Zeitpunkt des Schlupfes zu penetrieren und sich in der Luftkammer auf die erforderliche Lungenatmung umzustellen (Tully, 1996).

Embryonale Fehllagen treten regelmäßig bei Straußeneiern auf, der Embryo rotiert hierbei in eine falsche Position relativ zum Ei. Bei einer der häufigsten Fehllagen kommt er mit dem Kopf an dem der Luftkammer entgegengesetzten Pol zu liegen. Diese Embryonen sind nicht in der Lage, vor dem Schlupf in die Luftkammer einzudringen, sie weisen eine hohe Mortalitätsrate auf. Bei Hühnervögeln beträgt die Prävalenz dieser Fehllage 2 % bei Eiern, welche mit der Luftkammer nach oben eingelegt werden und 4 % bei jenen, welche horizontal inkubiert werden. Dem entgegen beträgt diese Rate bei Straußen 3 %, wenn sich die Luftkammer der Eier während der Inkubation oben befindet, jedoch 20 % bei horizontal eingelegten Eiern (Tully, 1996).

Die Ausrichtung der Straußenembryonen wird während dem 7. und dem 10. Tag der Inkubation bestimmt, wenn die Dotterscheibe und der Embryo frei innerhalb des Eiweißes

schwimmen. Eine gängige Methode bei Straußeneiern ist es, diese bis zum 10. Tag horizontal zu inkubieren. Zu diesem Zeitpunkt werden die Eier hinsichtlich ihrer Fertilität geschickt und anschließend mit der Luftkammer nach oben zurück in den Brutapparat gelegt. Bei diesem Vorgehen ist die Rate an Fehllagen ähnlich jener bei einer durchgehend horizontalen Inkubation. Es ist daher zu empfehlen, die Eier bereits von Beginn an vertikal zu positionieren, die Luftkammer sollte sich hierbei am oberen Pol befinden. Sie kann vergleichsweise einfach im Rahmen des Schierens identifiziert werden (Tully, 1996).

#### 9.14.2. Wenden

Vogeleier sollten während der Bebrütung in regelmäßigen Intervallen gewendet werden, um eine ausreichende Versorgung des sich entwickelnden Embryos mit Nährstoffen zu gewährleisten. Eier, welche nicht regelmäßig gewendet werden, weisen eine verringerte Schlupfrate sowie eine höhere Prävalenz für Fehllagen des Embryos auf. Untersuchungen bei Hühnern haben gezeigt, dass eine Rotation der Eier um 45° entlang ihrer vertikalen Achse, welche mindestens sechs Mal am Tag erfolgen sollte, für optimale Schlupfergebnisse nötig ist (Tully, 1996). Entsprechende Studien für Ratiten wurden bisher noch nicht durchgeführt, jedoch weist die ähnliche Zusammensetzung von Geflügel- und Straußeneiern (Carey, 1980; Deeming, 1993) darauf hin, dass die Effekte, welche eintreten, wenn die Eier nicht gewendet werden, bei beiden Spezies ähnlich sind (Deeming, 1999).

Die meisten kommerziell erhältlichen Brutschränke verfügen über eine automatische Wendevorrichtung, wobei jedoch der Winkel und die Frequenz des Wendevorganges deutlich variieren können (Deeming, 1993). Das traditionelle Wenden der Eier per Hand ist daher normalerweise nicht mehr notwendig und sollte wenn möglich auch nicht praktiziert werden, da hierdurch die Gefahr einer bakteriellen Kontamination der Eier und des Brutapparates erhöht wird und zudem durch den hohen Arbeitsaufwand ein ausreichend häufiges Wenden in der Regel nicht möglich ist (Tully, 1996).

Ein charakteristisches Problem, welches mit einem ungenügenden Wenden assoziiert ist, stellt die niedrige Schlupfrate dar (Tullett, 1987). Es konnte gezeigt werden, dass die Größe der extraembryonalen Membranen, welche an Tag 35 der Bebrütung im Rahmen des Schierens beurteilt wurde, sowohl mit dem verbleibenden Eiweiß abgestorbener Eier wie auch mit der Schlupfrate korreliert. Betrug bei den eingelegten Eiern der etwas hellere Anteil der Schale an jenem Pol, welcher der Luftkammer gegenüber liegt, zu diesem Zeitpunkt 0 – 10 % der gesamten Schalenfläche, so lag die Schlupfrate in der Regel über 87 %. Bei einem Anteil von 20 % verringerte sich diese bereits auf 75 % und aus Eiern, bei denen diese Zone noch größer war, schlüpfen keine Küken (Badley, 1996). Der Anstieg dieses helleren Areal korrespondiert hierbei mit dem Stadium der Embryonalentwicklung, welches jedes individuelle Ei erreicht hat, wobei die dunklere Zone die Größe des Embryos kennzeichnet.

Eier, bei denen dieser hellere Bereich mehr als 20 % beträgt, enthalten mit großer Wahrscheinlichkeit einen Embryo, welcher eine verzögerte Entwicklung aufweist oder bereits abgestorben ist (Deeming, 1999).

#### 9.14.3. Schieren

Unter dem Begriff „Schieren“ versteht man das Durchleuchten eines Eies mit einer starken Lichtquelle, es dient dem Auffinden unbefruchteter Eier und abgestorbener Embryonen. Diese sollten aus dem Brutapparat entfernt werden, da sie eine potenzielle Kontaminationsquelle für die restlichen Eier darstellen. Im Handel sind sowohl kommerzielle Schierlampen und Durchleuchter erhältlich, alternativ können auch starke LED-Taschenlampen verwendet werden. Alle Eier sollten bereits nach dem Einsammeln und vor der Lagerung das erste Mal geschiert werden, um Defekte in der Eischale oder der Luftkammer erkennen zu können. Diese Eier sollten nicht in den Brutapparat eingelegt werden, da auch durch feine Risse in der Eischale Keime eindringen und sich im Eiinneren vermehren können.

Der Schatten, welcher von der Dotterscheibe, dem Embryo sowie den extraembryonalen Membranen gebildet wird, verändert sich im Laufe der Inkubation und bestätigt die Anwesenheit eines lebenden Embryos. Die häufig angewandte Praxis, die Eier in einem wöchentlichen Abstand zu schieren, ist sinnvoll für unerfahrene Halter, jedoch für kommerziell arbeitende Betriebe von keinem praktischen Wert. Vielmehr ist hier ein Schieren zwischen dem 10. und 14. Tag der Inkubation zur Identifikation unbefruchteter und abgestorbener Eier sowie bei der Umlage der Eier in den Schlupfbrüter zu empfehlen (Tully, 1996).

### 9.15. Schlupf

#### 9.15.1. Positionierung der Eier und Wenden

Die Eier sollten nicht mehr gewendet werden, sobald sie sich im Schlupfapparat befinden. Während der letzten Tage ihrer Entwicklung positionieren sich die Embryonen in die korrekte Lage für den Schlupf, das Wenden der Eier in dieser Zeit reduziert die Schlupfrate. Für den Embryo bedeutet es die geringste Umstellung, wenn die Eier weiterhin mit der Luftkammer nach oben in den Schlupfapparat eingelegt werden. Werden die Eier horizontal positioniert, sollte die oben liegende Seite mit einem Bleistift markiert werden, damit die Eier nach dem Handling in dieselbe Position zurückgelegt werden können (Tully, 1996).

### 9.15.2. Schlupfhilfe

Im Rahmen eines normalen Schlupfprozesses gelangt der Embryo an Tag 40 in die Luftkammer, eröffnet die Eischale an Tag 41 und vollendet den Schlupf am 42. Tag der Inkubation. Diese Abfolge unterliegt jedoch einer biologischen Variation. Schwache Embryonen können aufgrund von Fehlern während der Inkubation, Infektionen, nutritiver Defizite, Abnormitäten in der Entwicklung oder anderen Ursachen für eine Schwäche nicht in der Lage sein zu schlüpfen. Aber auch bei normal entwickelten Küken kann es aufgrund unsachgemäßer Inkubation und Schlupfbedingungen, aber auch bei fehlenden externen Stimuli, zu Problemen während des Schlupfes kommen. Die soziale Komponente im Rahmen des Schlupfes ist bei Straußen gut entwickelt und die Abwesenheit eines Stimulus durch die Eltern oder andere Küken, welcher den Schlupfvorgang fördert, kann einen signifikanten Faktor bei einer reduzierten Schlupfrate im Rahmen einer Kunstbrut darstellen (Tully, 1996).

Die Schlupfrate von Straußeneiern kann signifikant erhöht werden, wenn jedem Ei individuell Beachtung geschenkt wird, nachdem es in dem Schlupfapparat platziert wird. Das Wiegen der Eier nach dem Einsammeln und zu dem Zeitpunkt, indem es in den Schlupfapparat umgelegt wird, kann dabei hilfreich sein, einen inadäquaten oder exzessiven Wasserverlust zu identifizieren, welcher unter Umständen eine spezielle Anpassung des Managements erforderlich macht (Tully, 1996).

Bei dem Management für eine effiziente und effektive Routine muss auch die Variation der Zeit, welche für den Schlupf benötigt wird, berücksichtigt werden. Ein assistierter Schlupf an einem bestimmten Tag kann für einige Küken zu früh, für andere hingegen zu spät sein. Die Entwicklung des Embryos und der Schlupfprozess können durch die Beobachtung der Luftkammer beim Schieren überwacht werden. Eier, in welchen der Embryo die Luftkammer penetriert hat, sollten markiert und in den Schlupfapparat umgelegt werden. Der Großteil dieser Küken sollte die Eischale innerhalb der nächsten 36 Stunden eröffnen. Ist dieses Aufpicken der Schale verzögert, kann eine 2 cm große Öffnung an jener Stelle, unter der sich die Luftkammer befindet, in die Eischale gemacht werden. Am folgenden Tag sollten die meisten Küken der Gruppe ihren Schlupfprozess abgeschlossen haben. Küken, welche dazu nicht in der Lage sind, können unterstützt werden, indem schrittweise kleine Teile der Eischale entfernt werden, bis sie sich selbst befreien können. Tiere, welche Fehllagen oder andere Abnormitäten aufweisen, mittels Schlupfhilfe zu unterstützen erfordert hingegen einiges an Erfahrung. Küken, welche auf einen assistierten Schlupf angewiesen sind, weisen oft eine geringere Vitalität auf als jene, welche ohne Hilfe in der Lage sind zu schlüpfen (Tully, 1996).

### 9.15.3. Management nach dem Schlupf

Der Schlupfapparat sollte eine saubere Umgebung darstellen, in welchem das frisch geschlüpfte Küken trocknen kann. Der Nabel aller Küken sollte routinemäßig kontrolliert und mit einer antiseptisch wirkenden Lösung behandelt werden. Ist er noch offen, sollte er mit einer sauberen Auflage abgedeckt werden, um aufsteigenden Infektionen vorzubeugen. Die Oberfläche des Schlupfbrüters darf keine Möglichkeit zur Verletzung der weichen Haut der Küken bieten, jedoch muss er eine ausreichende Rutschfestigkeit zur Prävention von Spreizbeinen gewährleisten. Die Zeit, welche die meisten Küken nach dem Schlupf hier verbleiben bevor sie in ein geeignetes Aufzuchtabel verbracht werden, sollte 24 Stunden nicht überschreiten (Tully, 1996).

**9.16. Brutprobleme** (Tully, 1996)

Befund	Mögliche Ursachen
Unfruchtbarkeit	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Inkompatibilität der Zuchttiere</li> <li>- Zuchttiere zu alt oder zu jung</li> <li>- Diätetisch bedingte Defizite oder Imbalancen der Elterntieren</li> <li>- Ungünstige klimatische Bedingungen</li> <li>- Handling- oder managementbedingter Stress</li> <li>- Systemische Erkrankungen</li> <li>- Krankheiten des Reproduktionstraktes</li> </ul>
Embryontod in der Frühphase der Brut	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Zu spätes Einsammeln der Eier</li> <li>- Temperatur während der Lagerung zu hoch</li> <li>- Lagerungszeit zu lang</li> <li>- Infektion des Eiinhaltes</li> <li>- Begasung mit Formaldehyd während der ersten 24 bis 96 Stunden der Bebrütung</li> <li>- Diätetisch bedingte Defizite oder Imbalancen der Elterntieren</li> </ul>
Embryontod in der mittleren Phase der Brut	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Diätetisch bedingte Defizite oder Imbalancen der Elterntieren</li> <li>- Ungenügendes Wenden</li> <li>- Infektion des Eiinhaltes</li> <li>- Falsches Handling der Eier</li> </ul>
Embryontod in der Spätphase der Brut	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Diätetisch bedingte Defizite oder Imbalancen der Elterntieren</li> <li>- Unzureichende Belüftung</li> <li>- Infektion des Eiinhaltes</li> <li>- Schwankende Temperatur im Brutapparat</li> </ul>
Durchstoßen der Inneren Eihaut, kein Schlupf	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Temperatur im Brutapparat zu niedrig oder zu hoch</li> <li>- Luftfeuchtigkeit im Brutapparat zu hoch</li> <li>- Ungenügende Luftzirkulation im Brutapparat</li> <li>- Fehlende Schlupfsynchronisation</li> </ul>
Zu zeitiger Schlupf	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Temperatur im Brutapparat zu hoch</li> <li>- Luftfeuchte im Brutapparat zu gering</li> <li>- Zu kleine Eier</li> </ul>
Zu später Schlupf	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Temperatur im Brutapparat zu gering</li> <li>- Zu große Eier</li> </ul>
Fehllagen	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Ungenügendes Wenden</li> <li>- Falsche Eiposition im Brutapparat und Schlupfbrüter</li> <li>- Falsches Handling der Eier während der Spätphase der Brut</li> </ul>

---

	<ul style="list-style-type: none"><li>- Diätetisch bedingte Defizite oder Imbalancen der Elterntieren</li></ul>
Fehlbildungen der Küken	<ul style="list-style-type: none"><li>- Temperatur im Brutapparat zu hoch</li><li>- Diätetisch bedingte Defizite oder Imbalancen der Elterntieren</li><li>- Falsches Handling der Eier</li><li>- Fehllagen im Ei</li><li>- Genetische Faktoren</li><li>- Teratogene</li></ul>
Ödematisierte Küken	<ul style="list-style-type: none"><li>- Ungenügende Luftzirkulation im Brutapparat</li><li>- Luftfeuchte im Brutapparat zu hoch</li><li>- Zu große Eier</li><li>- Eischale zu dick</li><li>- Diätetisch bedingte Defizite oder Imbalancen der Elterntieren</li></ul>
Zu kleine Küken	<ul style="list-style-type: none"><li>- Temperatur im Brutapparat zu niedrig</li><li>- Zu kleine Eier</li><li>- Dünne, poröse Eischale</li></ul>
Dottersack nicht eingezogen	<ul style="list-style-type: none"><li>- Frühzeitige Schlupfhilfe</li><li>- Infektion des Eiinhaltes</li><li>- Ödematöse Küken</li><li>- Temperatur im Brutapparat zu hoch</li><li>- Schwankende Temperatur im Brutapparat</li></ul>
Dottersackinfektion	<ul style="list-style-type: none"><li>- Frühzeitige Schlupfhilfe</li><li>- Nicht-fachgerecht durchgeführte Nabelinfektion</li><li>- Kontamination des Schlupfbrüters</li><li>- Infektion des Eiinhaltes</li></ul>
Spreizbeine	<ul style="list-style-type: none"><li>- Oberfläche des Schlupfbrüters zu glatt</li><li>- Ödematöse Küken</li></ul>

## 10. Aufzuchtssysteme

### 10.1. Qualität der Küken

Die Aufzucht von Straußenküken wird direkt von den Elterntieren wie auch von der Inkubation der Eier beeinflusst. Analog zu anderen Geflügelarten lassen sich die besten Resultate nur dann erreichen, wenn die Eintagsküken von höchster Qualität sind (Deeming, 1996a). Die Festlegung von Parametern, mit welchen diese Qualität bewertet wird, ist dabei subjektiv, jedoch werden in der Regel die folgenden Aspekte einbezogen. Das Kükengewicht sollte idealerweise zwischen 780 – 975 g betragen, wobei die Tiere weder sehr aufgequollen noch dehydriert wirken sollten. Zudem sollten die Augen klar und von runder Form (nicht oval) sein. Der Nabel sollte sich bereits komplett verschlossen haben und schnell abtrocknen, außerdem sollten die Tiere keine anatomischen Defekte aufweisen. Mindestens 80% der Küken einer jeden Gruppe sollten eine Uniformität ihres Körpergewichtes zeigen, welche im Laufe des Wachstums der Tiere erhalten bleibt. Außerdem sollten die Tiere frei sein von Krankheiten, welche über das Ei übertragen werden können. Bei einer guten Qualität der Küken sollte die Mortalitätsrate 14 Tage nach dem Schlupf weniger als 10 % betragen (Verwoerd, 1999).

Sollen Küken kurz nach ihrem Schlupf über längere Strecken transportiert werden, müssen diese die höchste Qualität aufweisen. Bei Hühner- und Putenküken lassen sich in solchen Fällen signifikante Verbesserungen in der Wachstumsrate, Futtermittelverwertung sowie Mortalität verzeichnen, wenn die Eintagsküken mit flüssigen Futtermitteln kurz nach dem Schlupf supplementiert werden (Noy, 1997). Dies deckt sich mit Erfahrungen von Farmen aus Südafrika (Verwoerd, 1999).

Der Wasserverlust des Eies im Laufe der Inkubation bestimmt den Hydratationsstatus der frisch geschlüpften Küken, wobei ein exzessiver Flüssigkeitsverlust zu einer massiven Dehydratation führen kann. Aber auch Ödeme, welche durch einen insuffizienten Wasserverlust verursacht werden, können ein Problem darstellen. Diese sind charakterisiert durch Gel-ähnliche Polster unter der Haut und innerhalb des Muskelgewebes (Philbey, 1991). Betroffene Tiere besitzen häufig auseinander grätschende Beine, wodurch sie nicht in der Lage sind, physiologisch zu stehen (Kocan, 1994). Dieses Problem kann meist korrigiert werden, indem die Beine miteinander vergrittet werden, sodass diese unter dem Abdomen zu liegen kommen und nicht lateral verlagert werden (Deeming, 1996a). Nach ein paar Tagen sind die Fehlstellungen in der Regel korrigiert und die Vergrittung kann wieder entfernt werden. Ödeme in Muskelgeweben jedoch führen häufig zu Myopathien bei den jungen Küken (Philbey, 1991).

Des Weiteren wird die Kükenqualität dadurch beeinflusst, ob die Tiere eigenständig schlüpfen oder Schlupfhilfe benötigen. Hierbei ist ebenfalls der Wasserverlust der Eier während der Inkubation von Bedeutung (Verwoerd, 1999). Daten aus Israel belegen, dass bei einem Flüssigkeitsverlust von 13 % nur bei 19 % der befruchteten Eier Schlupfhilfe geleistet werden musste, hingegen bei einem Wasserverlust von 6% wurde diese bei 75% der Eier, bei einem Wasserverlust von 21 % bei 50 % der befruchteten Eier benötigt. Zudem zeigte sich, dass 73 % der Küken, welche eine sehr gute Qualität aufwiesen, alleine schlüpften, während 83 % der „schlechten“ Tiere auf Hilfe bei ihrem Schlupf angewiesen waren (Ar, 1996).

## 10.2. Dottersack

Ein kritischer Aspekt der frühen Entwicklung der Küken ist die Nutzung des verbleibenden Dottersackes, welcher im Rahmen des Schlupfes in das Abdomen zurückgezogen wird. Bei einem Straußenküken von 800 g macht der Dottersack einen relativ hohen Anteil des Gesamtkörpergewichtes aus und hat eine Masse von ca. 450 g. Er enthält Lipide und Proteine und die enthaltenen Gallenfarbstoffe geben ihm während der Inkubation eine leuchtend grüne Farbe. Das Dotter dient der Ernährung sowie dem passiven immunologischen Schutz, da es maternale Antikörper enthält (Verwoerd, 1999).

Die Rate, in welcher das verbleibende Dotter absorbiert und genutzt wird, schwankt in der Literatur zwischen 7 – 10 Tagen (Jensen, 1992a) bis zu 2 Wochen (Guittin, 1987) oder auch 2 – 3 Wochen (Smit, 1963). Bei Studien in Großbritannien wurden Küken untersucht, die innerhalb ihrer ersten Lebenstage verstarben. Hier betrug der Dottersack 20 % der ursprünglichen Eimasse und zwischen 30 – 40 % des Körpergewichtes zum Zeitpunkt des Schlupfes. Nach dem Schlupf nahm seine Masse sehr schnell bis zum 12. Lebenstag ab, zu diesem Zeitpunkt hatten die meisten der Küken ihr komplettes Dotter aufgebraucht (Deeming, 1996c; Deeming, 1996d). Dies weicht von Beobachtungen aus Südafrika ab, wo viele Küken, welche aufgrund eines Traumas oder einer akuten Erkrankung verstarben, während der dritten Lebenswoche nach dem Schlupf noch eine signifikante Menge an Dotter enthielten (Verwoerd, 1999).

Die mittlerweile veraltete Vorgehensweise, den Tieren Futter und Wasser für die ersten 3 bis 5 Tage vorzuenthalten, sodass sie gründlich trocknen und ihren Dottersack schneller absorbieren, hielt sich über sehr lange Zeit, verringert jedoch die Überlebensrate der Küken (Verwoerd, 1999). Es gibt sogar Empfehlungen, die Tiere 6 bis 8 Tage nach ihrem Schlupf ohne Futter und Wasser zu belassen (Kocan, 1994). Straußenküken benötigen jedoch einen

freien Zugang zu Futter und Wasser ad libitum ab dem Moment, in dem sie aus dem Schlupfbrüter genommen werden, sodass die funktionelle Entwicklung ihres Verdauungsapparates so schnell wie möglich beginnen kann. Wird jene Entwicklung behindert, stellt dies eine Prädisposition für non-Starter oder Küken mit dem sogenannten „fading-chick-syndrom“ dar, sobald der Dottersack aufgebraucht wurde. Die Absorption des Dotters findet nur unter optimalen und einheitlichen Umweltbedingungen und einem möglichst geringen Stresspegel der Tiere statt. Bei anderen Geflügelarten (*Gallus gallus*) konnte sogar nachgewiesen werden, dass eine Futteraufnahme die Rate des Dotterverbrauches im Vergleich zu fastenden Tieren erhöhte (Noy, 1997). Es ist davon auszugehen, dass ein Fasten der Hühnerküken den gegenteiligen Effekt bewirkt und die Aufnahme von Dotter verzögert wird. Unabhängig davon ist das Verwehren von freiem Zugang zu Futter – und ganz besonders zu Wasser – über längere Perioden eine tierschutzwidrige Handlung und sollte daher nicht angewendet werden (Verwoerd, 1999).

Dottersackinfektionen sind eine häufige Todesursache junger Küken, wobei ein Großteil der Vögel in einem Alter von 14 bis 21 Tage nach dem Schlupf sterben (Deeming, 1996d). Es gibt sogar Fallberichte von persistierenden Dottersäcken, welche in 3 Monate alten Tieren gefunden wurden (Shivaprasad, 2003). In Italien wurden bei 38 Küken, welche in einem Alter von unter 20 Tagen verstarben, in 30 Fällen Infektionen des Dottersackes nachgewiesen, die zugrunde liegenden Erreger waren unter anderem *Escherichia coli*, *Pseudomonas spp.*, *Staphylococcus spp.*, *Proteus spp.* und *Streptococcus spp.* (Grilli, 1996). Sowohl Shivaprasad (Shivaprasad, 2003) wie auch Deeming (Deeming, 1995c) berichteten ein ähnliches Spektrum an Erregern. Dottersackinfektionen werden häufig einer schlechten Bruthygiene (Deeming, 1996d), Nabelinfektionen nach dem Schlupf oder manchmal sogar retrograden Infektionen ausgehend vom Darm zugeschrieben. Dotter ist reich an Nährstoffen und es bestehen keine non-spezifischen immunologischen Abwehrmechanismen. Dies erlaubt ein exzessives mikrobielles Wachstum (Verwoerd, 1997).

Das klinische Erscheinungsbild einer Retention des Dottersackes ist durch einen großen Dottersack charakterisiert, welcher in der Regel frei von Infektionserregern ist. Als Therapie wird meist eine chirurgische Entfernung gewählt (Tully, 1996), obwohl hier die Erfolgsrate recht durchwachsen ist. Jedoch wird von einigen Autoren auch angeführt, dass die Retention des Dottersackes als klinisches Symptom fraglich ist und die Präsenz eines großen Dottersackes eher als Symptom eines zugrunde liegenden Problems in der Aufzucht und weniger als initiale Ursache einer erhöhten Mortalität zu sehen ist (Verwoerd, 1999).

### 10.3. Wachstumsrate

Das Schlupfgewicht ist abhängig von der initialen Eimasse, von der das Küken abstammt. Direkt nach dem Schlupf verliert das Tier bis zu 20% seiner Körpermasse innerhalb von 5 bis 7 Tagen, bevor ein stetiger Anstieg dieser beginnt (Deeming, 1996d). Der Verlust an Körpermasse ist bei kranken Vögeln deutlich höher und länger anhaltend (Deeming, 1994). Nach dieser Periode steigt die Gewichtszunahme mit einer deutlich schnelleren Rate an und in einem Alter von 3 Monaten sollten die Tiere typischerweise ein Körpergewicht von 35 – 40 kg aufweisen (Swart, 1993b). Ein Gewicht von 100 kg wird bereits mit einem Alter von ca. 12 Monaten erreicht (Degen, 1991).

Die Wachstumsrate einiger Tiere weicht deutlich von diesem typischen Entwicklungsmuster ab, sodass eine entsprechende Variabilität innerhalb der Kükenherde in den ersten 3 Monaten auftritt, wobei ein Teil der Tiere keine normalen Wachstumsraten erreichen (Mushi, 1998). Zu den Faktoren, welche die Größe der Vögel beeinflussen, zählen der Proteingehalt des Futters (Gandini, 1986), die Gruppenzusammensetzung (Lambert, 1995) sowie Krankheiten (Deeming, 1994). Auch die Jahreszeit hat einen Einfluss auf die Wachstumsrate von Straußen. So wurden in Indiana (USA) Tiere während der Sommer- und Wintermonate in Außengehegen aufgezogen. Im Alter von 150 – 180 Tagen wiesen Vögel in den Sommermonaten eine schnellere Gewichtszunahme auf als im Winter (17 kg im Sommer im Vergleich zu 6 kg im Winter), mit einer Futtermittelverwertung von 3,5 kg/kg bzw. 10,9 kg/kg. Küken, welche im Süden Indianas (USA), von April bis September geschlüpft waren, zeigten im Alter von 31 Tagen ein Körpergewicht von 3,9 kg und mit 90 Tagen ein Gewicht von 29,6 kg. Die besten Gewichtszunahmen wurden bei Tieren beobachtet, die im Frühjahr geschlüpft waren, sie wiesen im Alter von 90 Tagen ein Gewicht von 45 kg auf (Angel, 1997).

Ein weiterer, das Wachstum betreffender Aspekt ist der Grad der Ossifikation des Skelettsystems. Die Ossifikation von Femur, Tibiotarsus und Tarsometatarsus steigt mit dem Alter der Tiere an, wobei große, knorpelhaltige Areale im Alter von ca. 60 Tagen vollkommen ersetzt worden sind (Shivaprasad, 1995). Der Grad der Ossifikation des Schultergürtels steigt ebenfalls mit Alter des Tieres, während der Schlachtung kann dieses Charakteristikum genutzt werden, um Vögel gleicher Körpermasse aber unterschiedlichen Alters unterscheiden zu können (Smith, 1995). Für die Schätzung des Gewichtes von Straußen wurden von unterschiedlichen Arbeitsgruppen Schätzungsformeln entwickelt (Deeming, 1996c; Bezuidenhout, 1996; Meyer, 2012).

#### 10.4. Mortalitätsrate

Die Ursachen für die Sterblichkeit von Straußenküken in freier Wildbahn sind häufig nur schwer nachzuvollziehen, da die kleinen Vögel in hohem Gras leicht aus dem Blickfeld verschwinden, jedoch ist vermutlich der Verlust durch Beutegreifer eine der Hauptursachen (Bertram, 1992). Bisher ist relativ wenig über die Überlebensrate von wilden Straußenküken bekannt, jedoch wurde in einer Studie aus Kenia, welche über 2 Jahre angelegt war, beobachtet, dass nur 10 bis 15 % der geschlüpften Küken ein Alter von einem Jahr erreichten (Hurxthal, 1979).

Im Gegensatz hierzu ist die Überlebensrate von farmmäßig gehaltenen Küken bis zu einem Alter von 3 Monaten in der Regel deutlich besser, jedoch höchst variabel. Leider gibt es hauptsächlich Berichte von Fällen mit hohen Sterblichkeitsraten, jedoch nur wenige Daten über typische Mortalitätsraten und -muster. Auch wenn es hier einige wenige Berichte gibt, so sind deutlich mehr systematische Studien und Feldbeobachtungen nötig, um mehr Informationen über die Hauptgründe für Kükensterblichkeit zu erhalten.

Die typische Sterblichkeitsrate von Küken in Südafrika wird zwischen 40 % (Allwright, 1996) und 50 % bis zu einem Alter von 3 Monaten und 10 % in einem Alter von 3 bis 6 Monaten (Smith, 1995) angegeben. Verwoerd et al (Verwoerd, 1998) berichten, dass die typische Mortalitätsrate in der ersten Lebenswoche 10 – 20 % beträgt und im Alter von 3 Monaten 10 – 30 %. Die Sterblichkeitsrate vom 3. bis zum 12. Lebensmonat liegt typischerweise bei 5% (Verwoerd, 1998)

Die Mortalitätsrate von Küken, welche auf 11 Farmen in Queensland (Australien) aufgezogen wurden, betrug im Durchschnitt in einem Alter von 4 Monaten 37,1 % bei 394 Küken, jedoch wies jede Farm ein anderes temporales Muster für die Mortalität auf. Einige Farmen konnten gute Ergebnisse bis zum 30. Lebenstag verzeichnen, begannen dann jedoch Küken zu verlieren, andere Farmen verzeichneten ihre Verluste bis zu einem Alter von 30 Tagen, konnten die verbleibenden Tiere aber weiterhin gut aufziehen. Nur 3 der Farmen konnten bis zum 4. Lebensmonat eine Überlebensrate von 85% verzeichnen (More, 1996).

Unter Quarantänebedingungen in Großbritannien betrug die Mortalitätsrate von 2 Kükengruppen bis zu einem Alter von 3 Monaten 3,3 % bzw. 21,7 % (Deeming, 1993a). Unter ähnlichen Bedingungen wurde bei Küken im Alter von 5 Wochen eine Mortalitätsrate von 18,6 % erfasst, jedoch betrug die Rate 9,8 % für Küken, bei denen keine Schlupfhilfe nötig war, aber 75 % bei Küken, welchen beim Schlupf geholfen werden musste (Deeming, 1994).

In Israel bewegt sich die Sterblichkeitsrate zwischen 15 und 50 %. Unter intensiven Aufzuchtbedingungen ist zu Beginn der Brutsaison (März bis Juni) in der Regel eine geringere Rate (<10%) zu beobachten, während zwischen Juni und Juli, wenn die Temperaturen steigen und die Besatzdichte ihr Maximum erreicht, ein deutlicher Anstieg zu verzeichnen ist. Während der letzten Monate der Saison beträgt die Mortalitätsrate ungefähr 50 % (Perelman, 1998).

### 10.5. Ständerdeformationen

Aufgrund der Lebensweise der Laufvögel ist die Beingesundheit der Küken von besonderer Bedeutung. Bei den vier am häufigsten auftretenden Problemen handelt es sich um die Rotation des Tibiotarsus, rollende Zehen, das Abrutschen von Sehnen sowie Deformationen der Knochen der Ständer. Diese werden normalerweise allgemein als Beindeformation bezeichnet, jedoch sind ihre Ätiologien durchaus sehr verschieden.

Tibiotarsale Rotationen beinhalten die Deformation des distalen Bereiches des Tibiotarsalknochens, wodurch die Sprunggelenke nach außen rotieren. In extremen Fällen können die beiden Ständer in exakt gegensätzliche Richtungen verdreht sein (Bezuidenhout, 1993). Es wird berichtet, dass diese Symptomatik bei ca. 6,3 % der Tiere einer Kükengruppe zwischen 2 Wochen und 6 Monaten auftrat, wobei fast immer das rechte Bein betroffen war (Bezuidenhout, 1993). Ähnliche Ergebnisse konnten auch in anderen Studien erhoben werden: laut Deeming et al (Deeming, 1996d) zeigten 5 bis 10 % der Vögel eine Rotationsfehlstellung des Tibiotarsus, auch hier war in der Regel der rechte Ständer betroffen, die meisten Fälle traten in den ersten 21 Tagen nach dem Schlupf auf. Die Basis dieser Symptomatik stellt eine Drehung der Strukturen des distalen Tibiotarsus von bis zu 90°, teilweise sogar darüber hinaus, dar (Deeming, 1996d). In einigen Studien wurde eine schlechte Mineralisation des betroffenen Knochens ermittelt (Bezuidenhout, 1994), jedoch ist die genaue Ursache des Syndroms nicht genau bekannt; Überfütterung, Fehlernährung, inadäquate Möglichkeiten zur Bewegung, Trauma, schlechter Untergrund sowie genetische Einflüsse wurden bereits als Ätiologie diskutiert (Black, 1995). Auch eine traumatisch bedingte Schädigung der lateralen Anteile der distalen Wachstumszone des Knochens wird als Ursache für dessen Deformation angeführt (Dick, 1996). Junge Ratiten weisen in der Tat eine große, knorpelige Wachstumszone in den langen Röhrenknochen der Beine auf (Reece, 1984). Eine physische Schädigung kann im Rahmen des Schlupfes auftreten oder während der ersten Lebenstage, wenn die Tiere stolpern. Dies wird durch die Beobachtung gestützt, dass rutschiger Untergrund ein prädisponierender Faktor darstellt (Dick, 1996).

Die Inzidenz rollender Zehen ist variabel, Berichten zu Folge variiert sie zwischen 0 – 25 % in jeder Schlupfgruppe (Dick, 1996). Diese Erkrankung ist durch eine Verschiebung des Sohlenballens der großen Zehe nach medial gekennzeichnet und tritt häufig bei Küken bis zu einem Alter von zwei Wochen auf (Kocan, 1994). Die Ätiologie dieses Syndroms ist unbekannt, jedoch wird ein Defizit von Vitaminen des B-Komplexes als Ursache diskutiert (Dunn, 1995). Obwohl die Versorgung mittels Splintverband als Therapie empfohlen wird (Black, 1995), gibt es auch Berichte, dass in nahezu allen Fällen eine spontane Rückentwicklung in den Normalzustand in einem Alter von ca. 4 Wochen eintritt (Dick und Deeming, 1996). Die Persistenz rollender Zehen bei älteren Tieren ist häufig vergesellschaftet mit einer Rotation der Phalangealknochen (Liswaniso, 1996). Ob die Problematik mit einem zu schwachen Muskeltonus, welcher die Spannung der Sehnen, die den Zehenballen in Position halten, beeinflusst, zu wenig Bewegungsmöglichkeiten oder einem Defizit in der Ernährung (Deeming, 1996d) assoziiert ist, konnte bisher noch nicht abschließend geklärt werden.

Bei älteren Tieren kann die Sehne des *M. gastrocnemius* von den Kondylen des Tibiotarsus bzw. des Tarsometatarsus im Bereich des Sprunggelenkes abrutschen (Black, 1995). Der hierdurch entstehende Schaden kann enorm sein und zu einer vollumfassenden Dislokation verschiedener Strukturen führen, da der Ständer des betroffenen Tieres unter Belastung weg knickt und hierdurch das umliegende Weichteilgewebe bilateral geschädigt wird (Dick, 1996). Die Ursachen dieser Erkrankung sind unklar, jedoch scheinen nutritive Defizite (z.B. Manganmangel) eine Rolle zu spielen (Dick und Deeming, 1996). In vielen Fällen ist die Dislokation der Sehne verbunden mit einem Trauma oder einer unphysiologischen Bewegung während des schnellen Laufens oder Waltzings, wenn plötzliche Richtungsänderungen ausgeführt werden. Hier sind nur einzelne Individuen betroffen und eine alimentäre Ursache sollte nur dann in Erwägung gezogen werden, wenn mehrere Tiere einer Herde zur selben Zeit auffällig werden (Perelman, 1991).

Verbogene Ständer sind durch eine Krümmung des Tarsometatarsalknochens charakterisiert (Guittin, 1986), das Syndrom wird relativ sicher durch eine nutritive Fehlversorgung hervorgerufen. Gandini et al (Gandini, 1986) vermuten eine Prävalenz der Tiere bei einem hohen Proteingehalt (<20%) der Diät, jedoch gibt es auch viele Fälle, in denen kommerzielle Futtermittel mit Proteingehalten von 20% eingesetzt wurden ohne klinische Symptome hervorzurufen (Deeming, 1996d). Andere Autoren vermuten einen Zusammenhang mit dem Calciummetabolismus der Tiere (Guittin, 1986), zudem gibt es Hinweise, dass dasselbe Syndrom bei Nandus durch Rachitis ausgelöst wird (Angel, 1996). Praktische Erfahrungen aus Israel zeigten, dass ein Calcium-Gehalt von 1 % in der Ration (ähnlich zu jenem, welches für Puten oder Hühner verwendet wird), zu gering ist, um Rachitis bei Straußen vorzubeugen. In Israel beinhalten die meisten Diäten für Strauße bis

zu einem Alter von 4 Monaten einen Calcium-Gehalt von 1,5 - 1,6 %. Rachitis tritt nur selten bei einzelnen Tieren auf, sie kann durch Malabsorption oder sekundär als Folge anderer Grunderkrankungen ausgelöst werden (Perelman, 1998). Die Level des verfügbaren Phosphors sowie das Calcium-Phosphor-Verhältnis scheinen ebenfalls bedeutend für die Prävention dieser Erkrankung zu sein, jedoch bedarf die Klärung der genauen Pathologie von Rachitis bei Straußen noch weiterer Untersuchungen.

In den frühen 90er Jahren des letzten Jahrhunderts schienen viele Beinproblemen (v.a. Torsionen des proximalen Tibiotarsus) von Tieren in den USA mit der Nutzung von beheizten Fußböden in Zusammenhang zu stehen. Die Fälle traten vor allem im Frühjahr und Herbst auf, wenn kalte und nasse Wetterlagen vorherrschen. Die Tiere wurden an Regentagen aufgestellt und auch bei kaltem und windigem Wetter hielten sie sich bevorzugt in den Stallungen auf. Da der Großteil der Wärme durch die Bodenheizung bereitgestellt wurde, verbrachten die Tiere sehr viel Zeit im Sitzen (Angel, 1992).

#### **10.6. Phase direkt nach dem Schlupf**

Direkt nach dem Schlupf werden die Küken normalerweise als Gruppen in kleine, abgetrennte Abteile verbracht. Als Untergrund dieser Abteile kann angerauter Beton, welcher mittels Bodenheizung beheizt oder mit Teppich ausgelegt ist, verwendet werden (Hallam, 1992). Auch die Einnistung auf einer Plattform aus Metallgitter wurde vor allem früher in vielen Farmen in Südafrika praktiziert, ist aber aus Tierschutzgründen abzulehnen (Verwoerd, 1999). Die Temperatur des gesamten Raumes sollte stets über 30°C betragen und regelmäßig kontrolliert werden. Die Ventilation erfolgt in der Regel passiv durch einige wenige Öffnungen und unter Umständen einem langsam laufenden, vertikalen Ventilator direkt unter dem Dach des Gebäudes zur Luftverwirbelung. Die Tiere verbleiben hier einige Tage bevor sie in größere Abteile umgestellt werden (Hallam, 1992).

Während dieser Phase ist es von enormer Bedeutung, die Küken nicht auskühlen zu lassen, da dies zu einer schlechten Resorption des Dottersacks sowie Sekundärinfektionen führen kann. Ebenso dürfen die Tiere aber auch nicht überhitzen, da hierdurch die Futteraufnahme reduziert wird und zu einer Dehydratation führen kann. Oft sterben die Küken aufgrund einer chronischen Anorexie im Alter von zwei bis drei Wochen, meist nachdem das komplette Dotter aufgezehrt ist, als ein Resultat von umweltbedingtem, sozialem oder ernährungsbedingtem Stress, welcher während der ersten Woche nach dem Schlupf auf die Vögel einwirkt (Verwoerd, 1997). Normalerweise wird die Temperatur nur durch einige wenige Thermometer, welche auf Kükenhöhe angebracht werden, kontrolliert. Einige Betriebe in Südafrika ermitteln zudem die Hauttemperatur, hierbei muss jedoch der

Kühlungseffekt durch den Wind mit einberechnet werden, und passen Heizung und Ventilation des Stallgebäudes entsprechend an (Verwoerd, 1997).

### **10.7. Ammenaufzucht**

Eine häufige Praxis in traditionellen Gebieten Südafrikas mit Straußenhaltung ist die Nutzung von Ammeneltern für die Aufzucht von Küken (De Kock, 1996). Aufgrund fehlender größerer Brutbestände hat sich dieses System jedoch in anderen Ländern nicht durchgesetzt. In Gebieten, in denen große bewässerte Weiden zur Verfügung stehen, werden die Küken durch ein Zuchtpaar, einzelne oder mehrere brütende Hennen oder Jährlingshennen, welche ein zeitiges Brutverhalten zeigen, betreut. Nach der Kunstbrut werden die Tiere in einem Alter von 7 – 14 Tagen einem erfahrenen Zuchtpaar unterstellt, welche als Ammentiere fungieren. Alternativ darf eine Henne ihre Eier in Naturbrut ausbrüten, zusätzliche Küken werden ihr dann Schritt für Schritt innerhalb der nächsten Tage untergeschoben bis die Gruppe eine Anzahl von 15 – 20 Jungtieren pro Henne umfasst, wobei erfahrenen Hennen teilweise sogar bis zu 25 Küken akzeptieren. Einige Betriebe, welche Jährlingshennen nutzen, stallen die Küken nachts in einer geschützten Umgebung auf und lassen sie am Morgen wieder zu ihren Ammentieren. Hierbei kann es sich um feste Gebäude mit Heizung, aber auch um Unterstände auf der Weide handeln. Gehege, welche für die Ammenaufzucht genutzt werden, müssen mittels einer Umzäunung mit vergleichsweise enger Maschenweite in Bodennähe eingefasst werden um die kleinen Küken davon abzuhalten, durch diese die Weide zu verlassen (De Kock, 1996).

Gebiete mit plötzlichen Wetterumschwüngen sind nicht geeignet für die Ammenaufzucht und auch die Nutzung erfahrener Elterntiere kann nur limitierte Erfolge bieten, da eine mature Henne nur 10 – 15 Küken schützen kann. Daher können in den kälteren Monaten nur 30 – 35 Küken zu einem Ammenpaar gegeben werden, während der wärmeren Monate können diese bis zu 60 Küken aufziehen. Eine größere Gruppenszahl kann aufgrund des Kältestresses einem Kältetod oder Sekundärinfektionen erliegen (De Kock, 1996).

Einige Farmen betreiben die Ammenaufzucht nur gegen Ende der Brutsaison, da die Küken, welche zu dieser Zeit schlüpfen häufig als „zweitklassig“ angesehen werden, sodass jedes überlebende Tier als Bonus angesehen wird. Jedoch sollen hierdurch die Mutterqualitäten verbessert und eine gewisse Befriedigung des Bruttriebes der Elterntiere erreicht werden, wodurch die Eiproduktion und die Fertilität während der nächsten Brutsaison gesteigert werden soll. Bisher konnte dies aber noch nicht in wissenschaftlichen Studien nachgewiesen werden (Verwoerd, 1997).

Probleme bei diesem Aufzuchtssystem können entstehen, wenn keines der Ammentiere ein gutes Aufzuchtverhalten zeigt oder wenn sich alle Küken nur bei einem der beiden Tiere aufhalten (oft handelt es sich hierbei um den Hahn) und nicht gleichzeitig geschützt werden können. Einige Tiere akzeptieren keine neu hinzugesetzten Küken und töten diese durch Tritte, andere setzen sich während der Nacht nicht ab, sodass die Jungtiere nicht geschützt und einer Hypothermie ausgesetzt werden (De Kock, 1996).

Ein Alternativsystem, welches vor allem in Namibia und Zimbabwe angewendet wird, nutzt niedrig umzäunte Gehege auf einer Luzernenweide, welche mit einem Unterstand für die Nacht versehen sind. Die Rolle des Ammentieres wird von einem Arbeiter übernommen, welcher zwischen den einzelnen Kükengruppen, die eine Anzahl von 20 – 40 Tieren umfassen, hin- und herwechselt. Dieses System wird häufig für Küken ab einem Alter von acht Wochen verwendet, da diese erst dann über Nacht oder bei ungünstigen Wetterlagen in jenem Unterstand untergebracht werden können (Verwoerd, 1999).

### **10.8. Künstliche Aufzucht**

Entgegen der weitverbreiteten Meinung, dass Straußenküken bis zu ihrer zweiten bis dritten Lebenswoche über keinerlei physiologische Thermoregulationsmechanismen verfügen (Jensen, 1992), fanden neuere Studien heraus, dass die Tiere bereits ab ihrem 2. Lebenstag eine annähernd gleiche Körpertemperatur wie Adulte aufrechterhalten können, selbst wenn die Umgebungstemperatur nur 15°C beträgt (Brown, 1998). Trotzdem sollten die kleinsten Küken bei Temperaturen von 30°C eingestallt werden mit einer schrittweisen Senkung von 0,5°C pro Tag bis eine Temperatur von 26°C erreicht ist. Die Wärmequellen variieren zwischen Rotlicht, Keramikstrahlern, Öl- oder Elektroheizungen. Bodenheizungen stehen nicht immer zur Verfügung, werden die Küken jedoch auch nachts auf Betonböden gehalten oder treten hohe saisonale Temperaturschwankungen auf, können diese eine wertvolle Verbesserung der Haltungsumgebung bedeuten. Mehrere Thermometer, mit denen nicht nur die aktuelle, sondern auch die Maximal- und Minimaltemperatur erfasst werden kann, sollten auf verschiedenen Höhen angebracht werden, um die Temperaturregulation zu überwachen. Die Frischluftzufuhr sollte stets gewährleistet werden, jedoch muss überprüft werden, dass keine Zugluft entsteht. Langsam laufende vertikale Ventilatoren können genutzt werden, um einen entsprechenden Luftaustausch zu bewirken und die Ansammlung von Ammoniak auf Kükenhöhe zu verhindern (Verwoerd, 1999).

Die Unterbringungsmöglichkeiten der Tiere sollten stets aus einem Unterstand oder Stallgebäude und einer angeschlossenen Weide bestehen (Hallam, 1992). Die Ställe

variieren häufig in ihrer Form, so können unter anderem Holzstallungen aber auch modifizierte Mobilställe für Schafe oder Hühner genutzt werden. Auch der Untergrund kann von unterschiedlicher Ausführung sein und aus Einstreu, aber auch angerautem Beton oder Betonböden mit aufgelegten Gummimatten bestehen. Betonböden werden regelmäßig in Botswana für Küken bis zu einem Alter von 14 Wochen genutzt (Mushi, 1998)). In einigen Ländern sind auch Gitterböden zulässig (Verwoerd, 1999), dies ist jedoch aus Tierschutzgründen abzulehnen. Die Stallwände sollten optimaler Weise abwaschbar sein, um eine ausreichende Reinigung und Desinfektion gewährleisten zu können und somit Krankheitsausbrüchen vorzubeugen (Verwoerd, 1999).

Die optimale Gruppengröße für Küken beträgt 30 – 50 Tiere mit zwei bis drei Küken pro m<sup>2</sup> (Verwoerd, 1999). Bei der Besatzdichte der Abteile müssen jedoch die geltenden gesetzlichen Bestimmungen beachtet werden, die je nach Land unterschiedlich sein können. In einigen Ländern werden auch die Außengehege mit Betonböden ausgestattet, manche mit einem anschließenden Auslauf auf Sand- oder Erdboden oder auf eine abgeteilte Luzerne weide. Hier wird nach immer weiteren Bodenoberflächen gesucht um der extensiven Aufnahme von Sand und Obstipationen vorzubeugen (Verwoerd, 1999). Der Auslauf auf Betonböden ist in Deutschland nicht zulässig. Obwohl Strauße aller Altersgruppen hohe Umgebungstemperaturen tolerieren können, sollte eine Haltung der Tiere in ihrer thermoneutralen Zone angestrebt werden um ein Maximum an Futteraufnahme und Wachstum gewährleisten zu können. In Wüstenarealen, in welchen die Thermoregulation vor allem im Sommer relativ schwierig ist, kann diese durch verschiedene Techniken stimuliert werden (Verwoerd, 1999):

- Fütterung energiedichterer Rationen in den frühen Morgenstunden
- Anbieten von Mineralfutter zur freien Verfügung
- Bereitstellung von ausreichend gekühltem Trinkwasser

Durch wöchentliches Wiegen einer repräsentativen Stichprobe an Küken jeder Gruppe können Probleme frühzeitig detektiert und korrigiert werden. Erfahrene Farmer können aus diesen Daten eine bestandsspezifische Kurve des optimalen zu erwartenden Wachstums im Rahmen ihres Managements-Planes entwickeln, mit welcher die Gewichte nachfolgender Tiere verglichen werden können. Dieses Wiegen wird in der Regel bis zu einem Alter von 8 – 10 Wochen durchgeführt und zusammen mit anderen relevanten Informationen wie Termine, Supplementierungen, Todesfälle incl. der Todesursache, Temperaturen, Chargennummern des Futters usw. für die entsprechenden Gruppen notiert (Verwoerd, 1999).

Futter wird häufig in flachen Plastikcontainern und Wasser initial in geflügeltypischen Tränken angeboten. Diese können schrittweise gegen hängende Futter- und

Wasserbehälter, welche an der Wand befestigt werden, ausgetauscht werden um kleinen Traumata der sich schnell entwickelnden Wachstumszonen in den Ständern vorzubeugen und somit einer Prädisposition für tibiotarsale Rotationen entgegen zu wirken (Verwoerd, 1999).

Bei günstigem Wetter sollten Küken ab dem dritten Lebenstag so schnell wie möglich stundenweise Zugang zu einem Auslauf haben. Hier werden je nach Betrieb Gruppen von wenigen bis zu 200 Tieren gebildet, wobei bei einer kleineren Anzahl an Tieren ein schnelleres Detektieren von Problemen und ein einheitlicheres Wachstum gewährleistet werden kann. Weiden mit längerem Gras oder Luzerne sollte nicht genutzt werden, da diese zu einer Obstruktion des Magen-Darm-Traktes führen kann. Lange Ausläufe, welche durch bewegliche Zäune unterteilt und im Rotationsprinzip genutzt werden, finden ebenso Verwendung wie kleinere Ausläufe, welche im Ganzen versetzt werden können.

In sehr trockenen Gegenden, in denen eine Weidenutzung nicht verfügbar ist, werden häufig Sandausläufe genutzt. Fehlverhalten wie Federpicken, die exzessive Aufnahme von Sand sowie Drahtzupfen oder Luftschnappen sind hier häufig auftretende Probleme. Eine Erhöhung des Rohfasergehaltes in der Ration sowie ad libitum angebotene, zerstoßene und sterilisierte Knochen können zu einer Besserung dieses Verhaltens beitragen (Verwoerd), jedoch sollte aus tierschutzrechtlichen Gründen eine ganzjährige Weidenutzung angestrebt werden.

Während dieser Periode des schnellen Wachstums sollten alle Bemühungen darauf abzielen, eine ausgewogene Ration bereit zu stellen. Der Untergrund sollte rutschfest und Futtertröge sowie Tränken nicht auf dem Boden angebracht sein (Verwoerd, 1999).

### **10.9. weitere Aufzucht bis zur Schlachtung**

Eine weitere Phase der Aufzucht stellt die Zeit zwischen einem Alter von 6 Monaten und der Schlachtung dar, diese Zeitspanne umfasst in der Regel 7 bis 8 Monate (Verwoerd, 1999).

In Südafrika wurden Strauße früher von extensiven, weitläufigen Farmen direkt zum Schlachthof transportiert. Ein Ausbruch von hämorrhagischem Krim-Kongo-Fieber (CCHF) im Oktober 1996 und das daraufhin erfolgte Exportverbot von Straußenfleisch aus Südafrika in die Europäische Union änderten diese Situation unwiederbringlich (Swanepoel et al, 1998). Nachdem wissenschaftliche Untersuchungen durchgeführt und spezifische Empfehlungen hinsichtlich der Zecken- und Schädnerprophylaxe während der letzten 30 Tage vor der Schlachtung eingeführt wurden, wurde dieses Verbot wieder aufgehoben. Alle Strauße in Südafrika mussten daraufhin vor der Schlachtung eine Quarantäne durchlaufen,

welche die Tiere in einem Feedlot ohne Weide verbrachten mit einer Schädnerkontrolle und einer spezifischen acaraziden Behandlung mit Flumethrin oder Deltamethrin sowie der Untersuchung der Tiere hinsichtlich eines Zeckenbefalls. Nach dieser Periode wurden die Tiere direkt zum Schlachthof transportiert (Verwoerd, 1999).

#### **10.11. Naturbrut und Aufzucht dieser Küken**

In Namibia wurden Versuche unternommen, Strauße in Gehegen mit einer Abmessung von 50 - 100 ha und natürlicher Vegetation zu halten, um Küken für eine intensive Aufzucht zu erhalten. Die Überlebensrate dieser Küken war deutlich höher als solcher, welche von Elterntieren aus Gefangenschaft in einer Naturbrut gebrütet worden waren (Foggin, 1995).

Auch in Zimbabwe werden Strauße, welche wild in Nationalparks leben, genutzt, wobei hier die Eier für die Kunstbrut gewonnen werden. Allerdings ist hier die Schlupfrate in natürlichen Nestern oft höher als im Inkubator. Daher dürfen die Adulttiere ihre Küken meist selbst brüten und anfänglich aufziehen, bis diese schließlich von den Eltern entnommen und weiter groß gezogen werden. Sowohl die Schlupfrate wie auch die Überlebensrate dieser Küken beträgt hier häufig über 80% und die durchschnittliche Wachstumsrate scheint deutlich besser als jene von Küken, welche aus einer Naturbrut von Tieren aus Gefangenschaft stammen (Foggin, 1995).

#### **10.12. Veterinärmedizinische Aspekte bei der Aufzucht**

Die veterinärmedizinische Versorgung der Tiere in **Südafrika** unterscheidet sich deutlich von jener in Deutschland. Dies liegt zum einen in den verschiedenen Haltungformen und möglichen Erkrankungen begründet, zum anderen müssen aber auch unterschiedliche gesetzliche Grundlagen, vor allem bei dem Einsatz von Medikamenten und Vakzinen, beachtet werden. Trotzdem soll an dieser Stelle ein Überblick über das veterinärmedizinische Vorgehen in Südafrika gegeben werden, da hier unter Berücksichtigung der genannten Faktoren eine Überprüfung des in Deutschland durchgeführten Managements erfolgen kann (Verwoerd, 1999).

Bei der Ankunft auf den sogenannten Feedlots, wo die Tiere eine Zeitspanne von ca. 7 bis 8 Monate bis zu ihrer Schlachtung verbringen, werden die Tiere mit einem Transponder versehen und, wenn möglich, gewogen. Zudem werden die Tiere entwurmt und erhalten verschiedene Vakzinen, beispielsweise gegen durch Clostridien verursachte

Enterotoxämien, *Mycoplasma gallisepticum* oder Newcastle Disease (ND). Diese werden anhand der epidemiologischen Situation des Herkunftsbetriebes, saisonalen Faktoren und dem pathologischen Profil des einzelnen Feedlots festgelegt. Zudem erfolgt eine langsame Umstellung auf eine spezifisch für diese Altersgruppe angepasste Ration. Der Einsatz von Mannan-Oligosacchariden (2 kg/t) wird zur Vorbeugung bakterieller enterischer Pathogene und als Immunmodulator eingesetzt, dies soll eine Verbesserung der Mortalitäts- und Wachstumsrate während dieser äußerst stressigen Periode bewirken (Verwoerd et al, 1998). In der anschließenden Phase wird so lang wie möglich das Gewicht der Tiere erfasst, um bei Problemen mit einzelnen Tieren oder ganzen Gruppen frühzeitig intervenieren zu können. Entsprechend kann auch die Ration geändert werden, da hier jahreszeitliche Unterschiede eine Anpassung nötig machen können. So können während des Winters eine höhere Energiedichte sowie besser metabolisierbare Einzelkomponenten nötig sein. Kurz vor der Schlachtung müssen entsprechende Regelungen veterinärmedizinischer Behörden hinsichtlich ND und CCHF befolgt werden. Die letzte Gewichtserfassung sollte spätestens 2 Monate vor der Schlachtung erfolgen und das Risiko frischer, traumatisch bedingter Hautverletzungen während der letzten Wochen zu minimieren. Die Tiere erhalten eine sehr rohfaserreiche Diät (30 – 50 %) um exzessive Fetteinlagerungen zu verhindern. Die natürliche Wachstumskurve stagniert in diesem Alter (also mit ca. 12 Monaten), wodurch eine Einlagerung von Proteinen deutlich langsamer als die Fetteinlagerung erfolgt (Verwoerd, 1999).

In **Israel** werden Küken hauptsächlich in 2 verschiedenen Systemen aufgezogen: semi-intensiv und intensiv. In den semi-intensiven Systemen werden die Küken ab dem ersten Tag nach dem Schlupf auf Luzerneweiden aufgezogen. Gruppen von 25 – 50 Straußen werden zusammen auf kleinen Ausläufen gehalten. Sobald die Küken eigenständig Nahrung aufnehmen und laufen können, wird ihnen eine hochenergetische Ration angeboten. In einigen Gegenden, in denen die Tages- und Nachttemperaturen nicht zu sehr voneinander differieren, werden die Tiere ohne zusätzliche Wärmequellen in ihren Ausläufen belassen. Normalerweise werden die Küken aber nachts aufgestallt um Verlusten durch Prädatoren vorzubeugen und die Jungtiere mit artifiziell erzeugter Wärme (in der Regel durch Gasstrahler) zu versorgen um eine Hypothermie zu vermeiden. Bei den Unterständen kann es sich um fixe Bauten, aber auch um mobile Ställe handeln, welche einfach zu versetzen sind, sodass das Stück der Weide, auf welchem die Tiere grasen können, regelmäßig gewechselt werden kann. Nach etwa 6 Wochen auf der Luzerneweide werden die Küken in größere Abteile mit ca. 150 Tieren umgestallt, die Fütterung erfolgt mit gehäckselter Luzerne und Konzentraten (Verwoerd, 1999).

In den intensiv geführten Systemen werden die Tiere in Ausläufen mit einem festen Stallgebäude gehalten, welche einen Betonboden, einen Gasstrahler und ein entsprechendes Platzangebot zur Bewegung enthalten. Das gesamte Futter wird als Konzentrat und gehäckselte Luzerne angeboten. Ein 3 m großer Auslauf wird in der Regel für 50 – 60 Vögel genutzt, jedoch werden bessere Resultate bei niedrigeren Besatzdichten (30 – 50 Tiere) erreicht. Der Betonboden wird mit Einstreu versehen, in der Regel mit getrocknetem Heu, welches durch ein Maschengeflecht abgedeckt wird um eine exzessive Aufnahme der Einstreu zu verhindern und den Kontakt der Tiere mit ihrer Harnsäure zu reduzieren. Mit einem Alter von einem Monat werden die Tiere in größere Abteile mit beheizten Stallungen, welche mittels Thermostaten kontrolliert und auf eine Temperatur von 22 °C eingestellt werden, verbracht. Die Heizelemente werden entfernt, wenn die Tiere 2 Monate alt sind (Verwoerd, 1999).

Alle Küken werden gegen Pocken mittels wing-web-Methode und in einem Alter von zwei bis drei Monaten gegen Newcastle Disease mittels Sprayapplikation (Lebendimpfstoff) und per Injektion (Totimpfstoff) vakziniert. Alle Küken werden gegen Ektoparasiten und Milben behandelt, bevor sie in die Feedlots umgestallt werden. Mit einem Alter von ungefähr drei Monaten werden alle Jungtiere – unabhängig von ihrem Aufzuchtssystem – in jene Feedlots verbracht. Hier werden die Vögel in große Ausläufe in Gruppen von 150 – 300 Tieren aufgestellt, mit steigender Gewichtszunahme werden die Strauße in größeren Abteilen untergebracht. Die Fütterung in den Feedlots erfolgt initial auf Basis des Futters, welches in den Aufzuchtssystemen verwendet wurde um Stress, Pica und Fremdkörperaufnahmen zu vermeiden. Ab einem Alter von 7 Monaten besteht das Futter aus einer konzentrierten Ration mit qualitativ hochwertigem Heu und teilweise auch mit Silage. Die Anteile aller Komponenten werden entsprechend dem Alter der Tiere und ihrem Entwicklungsstand angepasst. Bei einem Körpergewicht von 95 kg, welches mit 10 – 11 Monaten erreicht ist, beträgt die Futtermittelverwertung (FCR) 1: 4,5 (Degen, 1989).

Mit einem Körpergewicht von 95 – 100 kg werden die Tiere an den Schlachthof transportiert. Hier werden sie in eine Quarantäne-Einheit eingestallt, wo die Tiere mit einem Agens gegen Zecken behandelt und unter Quarantänebedingungen für mindestens 14 Tage aufgestellt werden, bevor sie in die Schlachträume verbracht werden.

Zu Beginn der Entwicklung der Straußenindustrie in den **USA** fokussierte sich der Markt auf den Verkauf von 3 bis 6 Monate-alten Vögeln, allerdings wurden auch ältere Tiere (12 – 24 Monate) angeboten. Zu dieser Zeit war die Aufzucht von Küken und entsprechendes Management dieser kaum etabliert und die Mortalität junger Küken stellte das größte Problem dar. Während der frühen 1990er Jahre wurden als Ursachen für die Kükensterblichkeit hauptsächlich Beindefformationen, Dottersackinfektionen, Verstopfungen

sowie Non-Starter angesehen, jedoch wurden keine eindeutigen Ätiologien ermittelt und so bestanden die Probleme für die ersten Jahre weiter fort (Verwoerd, 1999). Die meisten dieser Probleme waren auf ein schlechtes Brut- und Schlupfmanagement sowie inadäquaten Praktiken bezüglich der Kükenaufzucht zurück zu führen. Ein ungeeigneter Gewichtsverlust der Eier (<10 % oder > 17 %) war die Regel und ein Großteil der Küken benötigte Hilfe beim Schlupf. Die Inzidenz externer Dottersäcke war relativ hoch (durchschnittlich 10 % der Küken). Zudem gab es eine hohe Anzahl an sehr nassen Küken mit höchstgradigen Ödemen, auch dehydrierte Tiere traten regelmäßig auf, jedoch mit geringerer Inzidenz. Ödematisierte Küken wurden im Schlupfapparat belassen bis sie „ausgetrocknet“ waren, was dazu führte, dass einzelne Vögel bis zu 5 Tage bei 36°C gehalten wurden. Ungeeignetes Substrat in den Körben des Schlupfapparates führte zu einer hohen Inzidenz an verkrümmten Zehen und anderen Beinproblemen (Verwoerd, 1999). Zudem wurde den Tieren in den ersten Tagen nach dem Schlupf (1 – 9 Tage) kein Futter und Wasser angeboten (Kocan und Crawford, 1994). Dieses Vorgehen war in der hohen Inzidenz an Non-Startern begründet, diese Tiere starben in der Regel innerhalb der ersten 2 Wochen. Ab dem Zeitpunkt, zu dem die Tiere Futter und Wasser erhielten, wurde es ihnen ad libitum angeboten. Die chirurgische Entfernung des Dottersacks wurde regelmäßig praktiziert um infiziertes Dotter zu entfernen, aber auch als Präventivmaßnahme (Verwoerd, 1999).

Die bevorzugten Aufzuchtgebäude zu dieser Zeit waren Stallungen mit Betonböden. Da der Wind meist nicht beachtet wurde, wurden Stallungen errichtet, deren Tore in der vorherrschenden Windrichtung lagen. In den Nordregionen führte dies vor allem im Frühjahr und Herbst zu kalten, windigen Bedingungen in den Ställen, sodass die Tore geschlossen werden mussten. Beheizte Böden wurden häufig verwendet, diese veranlassten die Tiere dazu, sich abzusetzen um sich aufzuwärmen, was wiederum zu Beinproblemen führte. Die Böden in den Ställen wurden täglich gereinigt und desinfiziert, was zu einer exzessiven Bewegung der Tiere führte und die Vögel wurden häufig zurück in ihre Stallungen getrieben, wenn der Untergrund noch nass war. Unzureichendes Waschen nach der Desinfektion führte zu Läsionen der Sohlenballen (Verwoerd, 1999).

Die Einstreu in den Ställen umfasste gehäckselte Luzerne (gemischt mit 5 % tierischem Fett um die Staubbelastung zu minimieren) und dicken Plastikgittern. Die Nutzung von Luzerne als Einstreu führte ebenfalls zu einer erhöhten Rate an Beinproblemen aufgrund der bevorzugten Aufnahme dieser Einstreu. Hierdurch entstand eine Imbalanz des Calcium-Phosphor-Verhältnisses, was zu einer erhöhten Inzidenz an Rachitis-Fällen führte. Die Küken wurden in der Regel für 4 Wochen in den Stallungen gehalten, ein Zugang zu einem Auslauf wurde ihnen je nach Jahreszeit und Höhenlage gewährt. Jedoch erhielten sie – ungeachtet der beiden genannten Faktoren – in den ersten 5 Tagen nachdem sie aus dem

Schlupfbrüter genommen wurden, keinen Ausgang nach draußen (Verwoerd, 1999).

Die Außengehege wurden so angelegt, dass das Risiko für Objekte, welche eine Magenverstopfung hervorrufen könnten, minimiert wurde. Der Erdboden wurde gesiebt, um alle Steine zu entfernen. Auch andere Substrate wurden eingesetzt, bei den häufigsten handelte es sich jedoch um ein Schattiernetz über entweder Kalkstein (große Größe), Erdboden oder Beton. Die Nutzung von Weiden wurde aufgrund der Idee, dass die Tiere aufgrund der Vegetation eine Verstopfung entwickeln könnten, abgelehnt. Während eines Alters von 2 – 4 Wochen nach dem Schlupf wurde den Tieren nur ein Zugang nach außen bei sonnigem und warmen Wetter und nur für eine limitierte Zeit gewährt. Prinzipiell durften Tiere in Aufzuchtbetriebe in den südlichen Regionen der USA, welche das gesamte Jahr über ein wärmeres Wetter aufweisen, bereits in einem jüngeren Alter und viel öfter auf ihren Auslauf. In manchen Betrieben schlossen sich kleine Weiden an den Auslauf an, auf denen die Tiere für zunehmend längere Zeiten grasen durften um sie an die Weiden zu gewöhnen, auf die sie ab einem Alter von 4 Monaten umgestallt wurden (Verwoerd, 1999).

In einem Alter von 4 – 6 Monaten wurden die Tiere auf größere Ausläufe mit einer Weidefläche gestellt. Lokale Weiden wurden genutzt, diese unterschieden sich deutlich, betrachtet man das gesamte Gebiet der USA. Ein kleiner Unterstand ohne zusätzliche Wärmeversorgung wurde angeboten. In nördlichen Regionen wurden dreiseitig geschlossenen Stallungen, in der Regel Scheunen, genutzt, in denen die jüngeren Tiere während der kalten Wintern aufgestallt wurden (Verwoerd, 1999).

Die Küken wurden während des ersten Lebensmonats oft täglich gewogen, anschließend erfolgte das Wiegen wöchentlich bis zu einem Alter von 4 – 6 Monaten. Zudem wurden sie regelmäßig umgestallt, um Vögel gleicher Größe zusammen in einer Gruppe zu halten.

Die Aufzuchtbedingungen in den USA änderten sich grundlegend Ende der 1990er Jahre, hauptsächlich aufgrund eines abnehmenden Preises für Strauße. Die totale Überlebensrate verbesserte sich als die Produzenten begannen, die Tiere mehr als landwirtschaftliche Nutztiere aufzuziehen. Sobald die Küken im Schlupfbrüter getrocknet sind, werden sie in Ausläufe verbracht, welche mit einem geschlossenen Bereich mit einer Wärmequelle ausgestattet sind. Wenn das Wetter es erlaubt, wird den Tieren Zugang nach draußen gewährt, vorzugsweise auf einen Bereich, welcher mit Gras oder kleinkörnigem Getreide (wie Winter-Weizen, Hafer und Gerste) oder Luzerne bewachsen ist. Praktische Erfahrungen zeigen, umso früher die Tiere Zugang zu einem natürlichen Substrat erhalten, umso weniger Probleme mit Verstopfungen treten auf. Die Tiere werden von ihrem Schlupf bis zu einem Alter von drei Monaten in großen Abteilen in Gruppen von mehr als 10 Tieren gehalten (Verwoerd, 1998).

Ab einem Alter von drei Monaten werden die Tiere in größere Ausläufe umgestallt, hierbei wird jedoch eher das Gewicht (35 kg) als das genaue Alter beachtet. Eine entsprechende Diät wird Tieren zwischen 35 und 75 kg gefüttert. Ein Gewicht von 75 kg wird je nach Jahreszeit, Lage des Betriebes, Futtermanagement und genetischem Potential in einem Alter zwischen 6 und 10 Monaten erreicht. Das Management kann semi-intensiv oder intensiv gestaltet werden. In semi-intensiven Systemen werden die Tiere auf große Weiden gestellt, welche typischerweise niedrig wachsendes Getreide und eingesäten Leguminosen enthalten. Ein geschützter Bereich steht den Tieren zur Verfügung, in denen diese während der Nacht untergebracht werden und wo ein Zusatzfuttermittel angeboten wird, welches auf Basis der erhältlichen Rohstoffe und der nutritiven Qualität formuliert wird. Die Strauße erhalten in der Regel täglich 1 kg dieses Zusatzfutters pro Tier.

Da die USA die Straußenhaltung in vielen Teilen der Welt (außer Südafrika und Israel) beworben und somit bekannt gemacht hat, wurden die meisten Aufzuchtssysteme in anderen Ländern auf Basis des Amerikanischen Systems entwickelt. Lokale Variationen entstehen vor allem aufgrund der jeweils vorherrschenden klimatischen Bedingungen. In Nordeuropa, Skandinavien oder Kanada muss aufgrund der kalten und nassen Winter beheizte Unterbringungsmöglichkeiten für Tiere bis zu einem Alter von 3 Monaten für die meiste Zeit des Jahres zur Verfügung gestellt werden, da sonst die Wachstums- und die Überlebensrate deutlich beeinträchtigt wird (Kreibich, 1995; Deeming, 1996d).

Die Tatsache, dass die Ammenaufzucht außer in Südafrika, nicht betrieben wird, ist vermutlich vor allem in der limitierten Anzahl an Elterntieren begründet, welche als Adoptiveltern fungieren können. Alle Elterntiere werden die gesamte Saison über für die Bruteiproduktion genutzt. Eine Aufzucht ihrer eigenen und anderer Küken wird nicht gestattet, um die von ihnen produzierten Eier nicht zu verlieren. Die Nutzung künstlicher Aufzuchtssysteme kann jedoch einen anderen Effekt hervorrufen: farmmäßig gehaltene Strauße zeigen ihr Balzverhalten häufig auch gegenüber Menschen. Dieses Verhalten kann daraus resultieren, dass die Küken im Rahmen des Handlings fehlgeprägt werden (Bubier, 1998).

Abschließend kann festgestellt werden, dass einige kritische Faktoren in der Aufzucht zwingend beachtet werden sollten, unabhängig von der geographischen Lokalisation des Aufzuchtbetriebes. Wie gezeigt wurde, gibt es verschiedene Techniken für die erfolgreiche Aufzucht von Straußen, jedoch weisen diese einige Faktoren auf, die für alle diese Systeme in gleicher Weise zu gestalten sind. Sie sollen im Nachfolgenden näher betrachtet werden.

### 10.13. Aufstallung direkt nach dem Schlupf

Eine bedeutende Phase während der Aufzucht junger Strauße ist die Zeit direkt nach dem Schlupf, wenn die Tiere besondere Ansprüche an ihre Haltungsumgebung stellen. In der Regel werden kleine Kükengruppen (meist 10 bis 12 Tiere) in einen abgetrennten Bereich verbracht und hier bei hohen Temperaturen aufgestellt. Diese werden meist durch elektrische oder gasbetriebene Wärmelampen erzeugt (Wade, 1995a) und sollten sich in einem Bereich um 32 °C bewegen (Deeming, 1996d). Der Untergrund kann aus isoliertem Bodenbelag oder einem mit Bodenheizung erwärmten Betonboden bestehen (Deeming, 1996d), auch die Nutzung von Teppichboden ist möglich (Kocan, 1994). Die Wände können aus Holz bestehen, einige Autoren empfehlen jedoch den Einsatz von rostfreiem Stahl, da dies besser zu reinigen ist (Kocan, 1994). Die Küken sollten sich in diesen kleinen, abgetrennten Abteilen aufhalten, bis sie in der Lage sind, ohne Probleme eigenständig zu laufen und beginnen, nach Futter und Wasser zu picken. Dieses sollte möglichst ab dem 1. Lebenstag angeboten werden. Zudem haben solche kleine Boxen den Vorteil, dass sich die Küken nicht zu weit von der Wärmequelle entfernen können (Verwoerd, 1999).

### 10.14. Temperatur

Die Temperatur, bei welcher die Tiere aufgestellt werden, muss nicht nur an ihr Alter, sondern vor allem auch an ihr Körpergewicht angepasst werden. Hierbei sollten die Wärmequellen vielmehr für eine gleichmäßige Verteilung der Wärme im gesamten Raum sorgen als nur aufgeheizte Stellen in einer relativ kühlen Umgebung zu erzeugen. Eine Möglichkeit zur Beheizung des Aufzuchtstalls stellen Gasstrahler dar, welche auch in Kombination mit Brutlampen eingesetzt werden können. Die Höhe, in welcher diese justiert werden, muss jedoch mit zunehmender Kükengröße angepasst werden (Deeming, 1996d). Obwohl junge Küken über eine effiziente Thermoregulation verfügen, benötigen sie Temperaturen über 28°C um eine ausreichende Futteraufnahme zu entwickeln, auch wenn die Ernährung in dieser Zeit zu einem Teil noch über den Dottersack erfolgt. Die Wärmequellen können unterschiedlicher Art sein und sollten stets an die spezifischen Gegebenheiten des Bestandes angepasst werden. Natürliches Sonnenlicht und warmes Wetter ist nahezu ideal, jedoch muss auf ausreichend Schutz vor einem zu großen Wärmeverlust während kalter Nächte geachtet werden (Verwoerd, 1999).

Ein häufig angeführter kritischer Aspekt bei der Aufzucht von Straußenküken in Europa stellen die vorherrschenden Wetterbedingungen dar, da den Tieren Auslauf zu gewähren ist. Kühle Wetterlagen (<20°C) reduzieren die Wachstumsraten der Küken deutlich und können einen Grund für eine erhöhte Sterblichkeitsrate darstellen. Tiere, welche in Außengehegen

mit einer ausreichenden künstlichen Wärmeversorgung untergebracht werden, können je nach Klima während der Sommermonate durchaus gut aufgezogen werden, jedoch spätestens wenn die kälteren Herbstmonate anbrechen, ist so eine Haltungsumgebung nicht mehr geeignet um optimale Wachstumsraten sowie eine maximale Überlebensrate der Küken zu erreichen. Daher sollten bei der Planung eines Betriebes, vor allem, wenn dieser in Nordeuropa angelegt werden soll, ungünstige Wetterlagen und kühles Klima zumindest während der späten Herbst- und Wintermonate, wenn die Jungtiere 3 bis 6 Monate alt sind, stets mit einkalkuliert werden (Verwoerd, 1999).

Alter	Gewicht	Temperatur
1. – 3. LT	< 1,0 kg	32 °C
3. – 7. LT	< 1,2 kg	30 °C
7. – 14. LT	< 1,5 kg	28 °C
14. – 21. LT	< 2,0 kg	26 °C
21. – 35. LT	< 5,0 kg	24 °C
35. – 50. LT	< 10 kg	22 °C
bis 3. LM	< 35 kg	20 °C

*Tabelle 2: Beziehung zwischen Alter und Gewicht der Straußenküken und der Raumtemperatur, welche in den Aufzuchtteilen vorherrschen sollte (Deeming, 1996d)*

### 10.15. Ventilation

Die Ventilation der Stallungen ist äußerst wichtig, um Schadgase, vor allem Ammoniak, aus der Stallluft zu entfernen. Schlecht belüftete Gebäude stellen eine Prädisposition für die Entwicklung diverser ernsthafter Erkrankungen der Tiere dar. Für eine ausreichende Ventilation werden in anderen Geflügelhaltungen häufig Wand- oder Deckenventilatoren verwendet (Verwoerd, 1999). Hierbei ist darauf zu achten, dass keine Zugluft entsteht und die Tiere nicht durch die Geräusche der Ventilatoren aufgeschreckt werden. Zudem sollte der Stall gut beleuchtet sein, um eine ausreichende Futteraufnahme der Küken zu gewährleisten, und laute Geräusche sollten soweit es geht minimiert werden, um den Stress für die Tiere zu reduzieren. Die Aufzuchtumgebung sollte prinzipiell so stressfrei wie möglich gehalten werden, damit die Küken normale Verhaltensmuster entwickeln und die Risiken für das Entstehen von Verhaltensstörungen in der Aufzucht minimiert werden können. Auch das Personal, welches mit der Betreuung der Küken betraut wird, kann einen kritischen Punkt bei der Aufzucht der Tiere darstellen und sollte daher sorgsam ausgebildet werden (Deeming, 1996d).

### **10.16. Untergrund**

Eine der wichtigsten Faktoren bei der Aufzucht frisch geschlüpfter Küken ist die Haltung auf einem entsprechend geeigneten Untergrund. Dieser sollte möglichst nicht zu kalt sein, um einen Wärmeverlust, vor allem während der Nacht, zu verhindern. Außerdem sollte er leicht zu reinigen und trittsicher sein, hierzu werden häufig raue Betonböden, aber auch Gummimatten oder ähnliches genutzt. Eine Bodenheizung hat sich zudem in vielen Betrieben als sinnvoll erwiesen um den Wärmehaushalt der Küken zu unterstützen. Die Wahl des Untergrundes ist von großer Bedeutung um Verletzungen der Ständer sowie Infektionskrankheiten zu minimieren (Deeming, 1996d). Die Größe der Stallabteile, in welchen die Küken untergebracht werden, variiert zwischen verschiedenen Ländern aufgrund unterschiedlicher Gesetzeslagen. In Europa sind die Europaratsempfehlungen zu beachten, eine entsprechende Aufstellung der geforderten Hegegrößen findet sich im Anhang.

### **10.17. Management**

Auch im Rahmen des Managements finden sich verschiedene Systeme für die Aufzucht von Straußenküken. So werden teilweise verschiedene Altersgruppen gemischt in einem Stallabteil gehalten, während andere Farmen ein striktes all-in-all-out-System fahren. Viele Betriebe kombinieren auch beide Systeme, wobei die Küken ihrem Alter entsprechend in Gruppen getrennt, jedoch in einem großen gemeinsamen Gebäude aufgestellt werden (Deeming, 1996d). Das all-in-all-out-Prinzip bietet gegenüber der Aufzucht von Kükengruppen gemischten Alters einige Vorteile:

- Bessere Anpassung der Umgebung, in welcher die Küken aufgezogen werden, an das Alter der Tiere
- Aufgrund der gemeinsamen Ein- und Ausstallung aller Küken Reduzierung des Stresses, welcher durch eine öfter wechselnde Gruppenzusammensetzung hervorgerufen wird.
- Bessere Gewährleistung der Biosicherheit und Prävention von Krankheiten

### **10.18. Hygiene und Biosicherheit**

Aufzuchtssysteme sollten stets auf der Basis höchster Biosicherheit geführt werden um das Risiko einer Infektion, vor allem im Rahmen des Besucherverkehrs, zu minimieren (Dunn, 1995). In Europa werden juvenile Tiere auf Weiden mit Zugang zu einem Stall gehalten, die Umzäunung besteht häufig aus Maschendrahtzaun. In Großbritannien wird besonderer Wert

auf die Art der Umzäunung gelegt, da hier eine sogenannte „Dangerous Wild Animal Licence“ für die Haltung von Straußen notwendig ist. Diese Lizenz beinhaltet ausdrücklich, dass die Zäune so effizient gestaltet sein müssen, dass ein Ausbruch der Tiere unter allen Umständen verhindert wird (Verwoerd, 1999).

Die Nutzung von Folientunneln als Stallungen für Strauße wird von einigen Autoren als sinnvoll erachtet, da die Tiere auch in Zeiten mit ungünstigen Wetterbedingungen auf der Weidefläche untergebracht werden können (Kreibich, 1995). Dies ist jedoch als tierschutzwidrig zu bewerten, da es bei entsprechenden Wetterlagen zu einer massiven Temperaturerhöhung innerhalb dieser Tunnel kommen kann.

## 11. Haltung von Ratiten in Deutschland

### 11.1. Haltungsgrundsätze

Ratiten ist grundsätzlich zu allen Jahreszeiten ein permanenter und unbeschränkter täglicher Zugang zu Weideflächen zu gewähren. Es sollten daher nur Haltungen in solchen Gebieten eingerichtet werden, wo die klimatischen Bedingungen und die Bodenbeschaffenheit dies erlauben. Auch langanhaltender Regen und tiefe Temperaturen sind keine Kriterien den Tieren einen Zugang ins Freie nicht zu gewähren, da sie Ratiten ab einem gewissen Alter nicht schaden. Wichtigste Voraussetzung stellt hierbei jedoch ein permanenter Zugang zu einem Unterstand oder Stall. Es sollte zudem darauf geachtet werden, dass die Gehege bei sonnigem Wetter aufgrund ihrer topografischen Lage während des ganzen Jahres täglich mehrere Stunden besont werden. Die Neigung und Bodenqualität des Geländes sollte ein rasches Abtrocknen gewährleisten, außerdem darf keine Staunässe entstehen. Eine geschlossene Schneedecke über einen längeren Zeitraum sowie die Vereisung von Flächen sollte nur selten vorkommen. Auch ein zu steiles Gelände ist nicht für die Errichtung von Gehegen für Laufvögel geeignet (Korbel et al, 2016).

Da es sich bei Ratiten um sozial lebende Tiere handelt, ist eine Einzelhaltung stets abzulehnen. Jungtiere aller Ratitenspezies sollten daher in Gruppen gehalten werden. Adulte männliche Afrikanische Strauße müssen mindestens mit einer, vorzugsweise jedoch mit zwei oder drei erwachsenen Hennen gehalten werden. Wird eine dieser Hennen von der Gruppe nicht akzeptiert, muss diese unverzüglich abgetrennt und in eine andere Herde integriert werden. Auch adulte Nandus sind in Gruppen zu halten, diese sollten aus einem Hahn und vier bis fünf weiblichen Tieren bestehen. Im Gegensatz hierzu sind erwachsene Emus vorzugsweise paarweise zu vergesellschaften. Sollen Tiere in eine andere Herde integriert werden, müssen diese sorgfältig an die neue Umgebung gewöhnt und in die bestehende Gruppe eingegliedert werden, dies sollte bei Adulttieren vorzugsweise außerhalb der Brutsaison erfolgen (Korbel et al, 2016).

Da Fütterungsfehler, Bewegungsmangel und ungeeignete Bodenstrukturen zu gesundheitlichen Problemen führen können, muss vor allem auch während der Aufzuchtphase für eine ausreichende Bewegung und bedarfsgerechte Fütterung gesorgt werden. Bei der Wahl der Gruppengröße und der Besatzdichte sollten Alter, Geschlecht und Platzansprüche der Tiere berücksichtigt werden, um Federpicken, Aggressionen und Verletzungen aufgrund einer Überbelegung oder Unterbeschäftigung vorzubeugen. Ein Überblick über die Besatzdichte und Platzansprüche entsprechend den Europaratsempfehlungen findet sich in Anhang I.

Da es sich bei Laufvögeln um Fluchttiere handelt, welche empfindlich auf Umgebungsänderungen und Störungen reagieren können, sollte bei der Wahl des Standortes der Gehege und Ställe darauf geachtet werden, dass unerwartete Umweltveränderungen und Störfaktoren wie Menschen, Autos, Flugzeuge, plötzliche Lichtveränderungen und Geräusche möglichst nicht auftreten können. Als Steppentiere „scannen“ Strauße den Horizont nach möglichen Gefahren ab, ihre Sicht auf instinktiv empfundene Gefahrenquellen sollte daher nicht eingeschränkt werden (Korbel et al, 2016).

### 11.2. Außengehege

Da es sich bei Ratiten um Laufvögel handelt, müssen die Außengehege von geeigneter Größe und Qualität sein, sodass die Tiere ihrem Bewegungsbedürfnis nachkommen können, zudem sollten sie die Möglichkeit für schnelle Sprints bieten. Für eine artgerechte Haltung müssen die den Tieren zur Verfügung stehenden Gehege daher mindestens den Anforderungen entsprechend Anhang I - III entsprechen. Auch die Deckung des Futterbedarfes sollte zu einem überwiegenden Teil ganzjährig möglich sein. Es muss daher darauf geachtet werden, dass die Besatzdichte der Gehegegröße angepasst wird, sodass die Grasnarbe erhalten bleibt, eine großflächige Zerstörung dieser gibt Hinweise auf einen Überbesatz. Trittschäden, welche auf stark beanspruchten Teilen der Weide beispielsweise durch das regelmäßige Abschreiten der Gehegegrenze entstehen, können allerdings auch bei einer sehr geringen Besatzdichte auftreten, dies ist vor allem bei einer ganzjährigen Weidehaltung der Fall. Es muss jedoch darauf geachtet werden, dass eine Trittsicherheit der Tiere auf allen Bereichen der Weide gewährleistet ist. Bei der Auswahl der zu nutzenden Flächen sollte zudem berücksichtigt werden, dass auch bei häufigen und anhaltenden Niederschlägen keine stauende Nässe entstehen. Zudem muss der **Boden** ganzjährig rutschfest und trittsicher bleiben, sollte dies nicht möglich sein, muss eine rechtzeitiger Umtrieb oder eine Trockenlegung der Flächen erfolgen. Diese Zusatzfläche für einen Umtrieb wird auch in den Mindestanforderungen an die Haltung von Straußenvögeln gefordert, dies stellt jedoch aus ethologischen Gesichtspunkten einen gewissen Stressfaktor vor allem für adulte Vögel während der Brutsaison dar, da die Tiere in dieser Zeit eine ausgesprochene Reviertreue zeigen (Korbel et al, 2016).

Auch die **Umzäunung** sollte entsprechend an die Tiere sowie deren Alter angepasst werden, da Ratiten relativ hohe Barrieren überwinden können. Der Außenzaun muss daher ab dem 7. Lebensmonat für Afrikanische Strauße mindestens 1,80 m betragen, für Emus mindestens 1,60 m und Nandus mindestens 1,70 m. Zudem muss die Umzäunung so gestaltet werden, dass keine spitzwinkligen Gehegeecken entstehen, da diese im Rahmen

des Fluchtverhaltens ein erhebliches Verletzungsrisiko darstellen. Werden Schrägstützen für die Abstützung des Zaunes genutzt, so müssen diese außen angebracht werden. Die Umzäunung muss für die Tiere gut sichtbar und so beschaffen sein, dass keine Verletzungen entstehen können, ein Einsatz von Elektrozäunen sowie Stacheldraht ist daher tierschutzwidrig und aus diesem Grund abzulehnen. Da die Tiere ausgesprochen neugierig sind, ist darauf zu achten, dass die Maschenweite ausreichend groß gestaltet wird, sodass die Tiere ungehindert ihren Kopf hindurch stecken und auch bei Panikreaktionen schnell wieder zurück ziehen können, um Strangulationen zu vermeiden (Anonym, 1997). Für den Einsatz als Umzäunung bei Ratiten haben sich Massivzäune, Knotengitter und Drahtzäune bewährt. Die Anordnung der Zäune wird derzeit kontrovers diskutiert, im Rahmen der Mindestanforderungen (Anonym, 1996 b) und Europaratsempfehlungen (Anonym, 1997) werden Doppelzäune mit einem Mindestabstand von 1,80 m zwischen diesen gefordert, dieser soll Rangordnungskämpfe an der Gehegegrenze unterbinden, da die getrennt gehaltenen Gruppen nicht in direktem Kontakt zueinander stehen und somit kein Konkurrenzverhalten provoziert wird. Praktische Beobachtungen haben hingegen gezeigt, dass diese Art der Umzäunung vor allem für Adulttiere zu einem deutlich erhöhten Stresspegel führt, da die Tiere einen ständigen Sichtkontakt haben, jedoch aufgrund der künstlich geschaffenen Distanz die zur Bildung einer Rangordnung notwendigen Verhaltensmuster nicht ausleben können. Als Folge kann das entstandene Aggressionspotential gegen Artgenossen der eigenen Gruppe oder sogar das betreuende Personal umgerichtet werden. Ein Einfachzaun wird daher von einem Teil der Autoren und Straußenhaltern als zweckmäßiger und artgerechter für die Haltung der Tiere eingestuft. Ein Sichtschutz an der Gehegegrenze, wie er ebenfalls in den Mindestanforderungen gefordert wird, kann ebenfalls einen Stressfaktor für die Tiere darstellen, da dieser eine Übersicht über das umliegende Gelände behindert. Beim Auftreten von Geräuschen oder anderen plötzlichen Ereignissen ist es den primär visuell geprägten Laufvögeln hier aufgrund der eingeschränkten Sicht nicht möglich eine potentielle Gefahrensituation angemessen zu bewerten, dies kann Panikreaktionen auslösen, welche in einem weit einsehbaren Gelände mit deutlich niedrigerer Inzidenz auftreten.

Im Rahmen einer artgemäßen Haltung muss die Gehegefläche durch **Strukturierungen** angereichert werden, daher soll Afrikanischen Straußen ab dem 5. Lebensmonat ständig ein Sandbad mit einer Mindestgröße von 6,25 m<sup>2</sup> zur Verfügung stehen, wobei die Seitenlängen jeweils mindestens 2,50 m bzw. der Radius mindestens 1,40 m betragen soll. Zudem sollte das Sandbad eine Tiefe von 20 cm aufweisen. Für Emus wird ab der 9. Lebenswoche im Gehege ein Becken zum Baden in Wasser gefordert, dieses sollte eine Mindestgröße von 2,25 m<sup>2</sup> und mindestens eine Seitenlänge von 1,50 m bzw. einen Radius von 80 cm und eine Tiefe von 30 cm aufweisen. Auch eine Strukturierung durch freistehende Bäume und

Büsche ist zu empfehlen (Anonym, 1996 a), diese können ebenso wie die sogenannten A-Frames, spitzdachförmige, zweiseitig offene Hütten als Schattenspender dienen. Letztere können zudem als Überdachung von Sandplätzen fungieren und werden teilweise von den Tieren als Lege- oder Brutplätze genutzt. Sie sollten eine Länge von ca. 4 m und eine Breite von 3 m aufweisen, die Höhe am Giebel sollte 3 m betragen (Korbel et al, 2016).

### 11.3. Ställe und Unterstände

In jedem Gehege ist ein Stall zu errichten, der Platz für die gesamte Gruppe bietet. Er soll einen Schutzraum bei Regen, Schnee, Wind und übermäßiger Sonneneinstrahlung bieten, zudem dient er zur Verabreichung von Zusatzfutter (Anonym, 1996 a), welches im Hinblick auf die mögliche Kontaminationsgefahr durch Wildvögel und Schädner nicht im Freien erfolgen sollte. Er ist als Außenklimastall zu errichten und sollte mit ausreichend großen Fensterflächen und einer verschließbaren Offenfront zum Gehege versehen werden. Hierbei ist darauf zu achten, dass die Öffnung so groß ist, dass sie von allen Tieren zügig passiert werden kann, sie sollte daher eine Breite von mindestens 2 m und eine Höhe von mindestens 3 m für Tiere ab einem Alter von 9 Monaten aufweisen. Dies ist nötig, damit ein gleichzeitiges Ein- und Austreten aus dem Stall möglich ist und ranghöhere Tiere die Öffnung nicht für Rangniedere versperren können. Eine zusätzliche Tür, durch welche das Betreuungspersonal von außen den Stall betreten kann, hat sich als zweckmäßig erwiesen. Die Stallinnenhöhe sollte mindestens 3m betragen, sodass ein Aufrechtstehen auch großer Tiere problemlos möglich ist (Korbel et al, 2016).

Der **Stallboden** kann betoniert sein oder aus gestampftem Naturboden bestehen und muss eben, trocken und rutschfest sein. Ab der 6. Lebenswoche sollte zumindest teilweise mit Einstreu, vorzugsweise Stroh oder Strohmehl versehen werden. Hierbei ist auf eine hohe Qualität zu achten, da dies nicht nur die Reinigung der Flächen erleichtert, sondern auch im Rahmen der Erhaltung eines guten Hygienemanagements eine bedeutende Rolle spielt (Korbel et al, 2016).

Auch das **Stallklima** muss den Bedürfnissen der Tiere angepasst werden, die Stallung sollte zudem hell und gut belüftet sein, jedoch muss darauf geachtet werden, dass keine Stellen mit Zugluft entstehen (Anonym, 1996 a). Für Jungtiere ist eine technische Einrichtung wie Heizstrahler, Bodenheizplatten oder andere Heizelemente anzubringen, die eine ausreichende Innentemperatur gewährleisten. Hierbei sollte jedoch auf Heizstrahler, welche ein zischendes Brenngeräusch erzeugen, verzichtet werden, sie sind für Laufvögel ungeeignet, da dieses Geräusch Panikreaktionen hervorrufen kann (Korbel et al, 2016).

Eine Stallheizung für adulte Laufvögel ist hingegen überflüssig und kann sogar deren Gesundheit negativ beeinflussen, da hohe Differenzen zwischen der Lufttemperatur im Stallinneren und dem Außengehege verschiedenen Erkrankungen wie Pneumonien Vorschub leisten können (Anonym, 1996 a).

Die komplette Stallfläche muss gleichmäßig **beleuchtet** sein, hierbei sollte die Helligkeit im Stall nicht wesentlich von jener abweichen, welche zur gleichen Tageszeit im Freien vorherrscht. Die tägliche Beleuchtungsdauer darf nicht künstlich auf über 16 Stunden ausgedehnt werden, sodass ein Tag-Nacht-Rhythmus eingehalten werden kann. Werden Kunstlichtquellen im Stall eingerichtet, so sollten diese flackerfreies Licht aussenden. Dies kann durch Vorschalten eines elektronischen Gleichrichters erfolgen. Die Lichtqualität sollte hierbei einem Vollspektrum entsprechen und Tageslichtcharakter ohne spezifische Spitzen für bestimmte Lichtwellenlängen aussenden (Korbel et al, 2016).

Auch das Stallinnere bedarf einer artgerechten **Strukturierung**, es ist dabei darauf zu achten, die Ställe so gebaut werden, dass schwächere Tiere ranghöheren problemlos ausweichen können. Sind im Stall Trennwände vorhanden, müssen diese für Afrikanische Strauße ab dem 9. Lebensmonat eine Höhe von 1,80 m, für Emus und Nandus 1,20 m aufweisen. Da die Verabreichung des Zusatzfutters, welches in der Regel rationiert angeboten wird, im Stall erfolgt, muss hier eine ausreichende Anzahl an **Futterplätzen** vorhanden sein. Diese sollte der Tierzahl entsprechen, sodass allen Tieren eine gleichzeitige Futteraufnahme möglich ist. Zudem muss der Stall **Tränken** enthalten, welche den Vögeln eine ausreichende Wasserversorgung ermöglichen. Bei diesen sollte es sich um offene Tränkebecken handeln, Nippeltränken hingegen sind ungeeignet. Die Futter- und Tränkeeinrichtungen sind so zu platzieren, dass sie den Lauf und die Flucht der Tiere nicht behindern, sie sollten daher vorzugsweise entlang von Wänden und Umzäunungen und möglichst weit vom Stallausgang angebracht werden (Anonym, 1997).

**Folientunnel**, wie sie im Gartenbau angewendet werden, haben sich als ungeeignet für eine Haltung von Ratiten erwiesen, da sich hier während der Sommermonate sehr hohe Stalltemperaturen entwickeln können, diese sind für die Tiere schädlich und können sogar zu Todesfällen führen. Zudem kann die Folie leicht durch die Laufvögel oder Einflüsse von außen zerstört werden, hieraus ergeben sich neben einem Gefährdungs- und Ausbruchpotential für die Tiere auch sehr hohe Materialkosten.

Laut TVT-Merkblatt darf der Stall bei extrem widrigen Witterungsverhältnissen wie starken Regenfällen mit Wind, Schnee und Glatteis verschlossen werden, jedoch nur für kurze Zeit (Anonym, 1996 a). Gemäß den aktuellen Mindestanforderungen für die Haltung von Straußen beträgt dieser zulässige Zeitraum für eine komplette **Aufstallung** drei aufeinanderfolgende Tage und maximal 10 Tage pro Monat (Anonym, 1996 b). Dies birgt

einiges an Konfliktpotential in sich, da es in Ausnahmesituationen nötig sein kann, die Tiere über einen längeren Zeitraum aufgestallt zu halten. Hierbei müssen allerdings triftige Gründe vorliegen, ein routinemäßiges Aufstallten kann unter keinen Umständen als tierschutzgerecht betrachtet werden. Wird jedoch beispielsweise eine Zaunanlage beschädigt, ist es zwingend notwendig, die Tiere sicher unterzubringen, um Schäden von ihnen abzuwenden und einer Gefährdung von Personen oder anderen Tieren vorzubeugen. Auch im Rahmen von Seuchenausbrüchen wie der Aviären Influenza kann eine Stallhaltung der Vögel angezeigt sein, hier kann sogar ein Aufstellungsgebot von der zuständigen Behörde ausgesprochen werden. Eine kurzzeitige reine Haltung der Tiere im Stall kann diese so von Wildvögeln abschirmen und eine drohende Seuchengefahr reduzieren. Besteht allerdings keine Anordnung zur Aufstallung durch die Behörde, verstößt der Tierhalter in solchen Fällen bei genauer Betrachtung jedoch gegen bestehendes Recht, auch wenn sein Handeln den Schutz der Tiere als Ziel hat.

## 12. Handling von Straußenvögeln

Ein regelmäßiger Umgang mit den Tieren, das Ansprechen und der körperliche Kontakt ermöglichen es, ohne Zwangsmaßnahmen Wundbehandlungen, Blutentnahmen und kleinere Eingriffe, wie das Implantieren von Chips, vorzunehmen. Falls erforderlich, können Küken und Jungtiere durch ein bis zwei Personen sicher fixiert werden. Für Alttiere ist ein Behandlungsstand zu empfehlen.

Bei halbwüchsigen und adulte Ratiten handelt es sich um große und unter bestimmten Umständen auch gefährliche Tiere, welche das betreuende Personal schwer verletzen können, jedoch können sich auch die Vögel bei unsachgemäßem Handling Verletzungen zuziehen. Während der Brutsaison schützen die männlichen Tiere sowohl ihr Territorium wie auch ihre Hennen und attackieren häufig jeden, der ihr Gehege betritt.

Strauße sind sehr anfällig für bestimmte Verletzungen, welche mit einem unsachgemäßen Handling einhergehen. Zu diesen zählen:

- Frakturen der Flügel durch ungenügende oder fehlerhafte Fixierung
- Frakturen des Tibiotarsus und Luxationen des Intertarsalgelenkes im Rahmen von Fangaktionen
- Lazerationen der Haut
- Dislokationen der zervikalen Wirbel
- Kompressionsverletzungen der Trachea
- Schädigungen der Nerven bei einer zu langen Fixierung adulter Tiere in Seitenlage

### 12.1. Handling von Küken

Küken bis zu einem Alter von ca. 30 Tagen können an der Halsbasis gegriffen und angehoben werden, indem das Abdomen unterstützt wird. Eine solche Fixierung ist bei so jungen Tieren in der Regel ausreichend. Etwas größere Vögel können gehalten werden, indem die Tiere zwischen den Beinen einer Person fixiert werden, hierbei werden sie zusätzlich mit den Armen begrenzt, welche um die Brust der Tiere gelegt werden (Tully, 1996).

### 12.2. Handling von Jung- und Adulttieren

Das Fangen und Fixieren adulter Laufvögel fordert zwei bis drei erfahrene Personen. Zusätzliche Helfer können nötig sein, um die restliche Herde von diesen Personen und den zu fixierenden Tieren fern zu halten. Das Vorgehen ist prinzipiell abhängig von dem

Temperament des Vogels, dem Brutstatus und den Umweltbedingungen. Ist ein Tier an das Handling durch Menschen gewöhnt und neugierig genug, sich diesen bis auf Armlänge zu nähern, kann es vorsichtig am Hals gefasst werden. Dies sollte direkt hinter dem Kopf erfolgen, dieser kann dann nach unten gezogen werden, gleichzeitig wird der Schnabel mit der anderen Hand gefasst und festgehalten. Gehen die Tiere nicht so eigenständig auf Menschen zu, kann ein Stock ähnlich jenem, welcher von Schafhirten genutzt wird, verwendet werden. Dieser birgt jedoch ein hohes Verletzungspotential und sollte daher nur von sehr erfahrenen Personen eingesetzt werden. Das Tier sollte mit dem gebogenen Teil des Stockes am Hals, ebenfalls direkt hinter dem Kopf umfasst und vorsichtig nach unten gezogen werden. Bei beiden Vorgehensweisen ist darauf zu achten, dass der Kopf nicht zu schnell oder zu tief gezogen wird, da hierbei der Hals oder Kopf ernsthaft verletzt werden können, dies kann sogar Todesfälle zur Folge haben.

Beim Blenden handelt es sich um eine geeignete Maßnahme die Tiere für ein weiteres Handling wie klinische Untersuchungen, die Applikation eines Transponders oder die Administration von Medikamenten ruhig zu stellen. Vor dem Fangen des Tieres wird eine blickdichte, atmungsaktive Haube über einen Unterarm der handelnden Person gezogen. Nachdem das Tier wie beschrieben gefangen und der Hals nach unten gezogen wurde, wird diese Haube über den Kopf des Tieres gezogen, hierbei hat es sich als günstig erwiesen, wenn sie auf einer Seite einen Gummizug aufweist, der ein Abrutschen der Haube verhindert. Nachfolgend können einfache Eingriffe an den stehenden Tieren vorgenommen werden. Sollen jedoch länger andauernde oder sehr schmerzhaftere Prozeduren durchgeführt werden, muss der Vogel in einen entsprechend geeigneten Zwangsstand verbracht werden, er sollte dabei solange verhaubt bleiben, bis der Eingriff beendet und ein weiteres Handling nicht mehr notwendig ist. Für den Transport des Vogels zu diesem Zwangsstand kann er rückwärts bewegt werden, hierbei liegt eine Hand an der Brust des Tieres, die andere auf dem Kreuzbein und das Tier kann mit Druck rückwärts geschoben werden. Diese Art der Fortbewegung hat sich in der Praxis sehr bewährt, da hier die Schrittunsicherheit der Tiere ausgenutzt wird.

Eine Nutzung der Flügel während des Fangens und Fixierens sollte nicht erfolgen, da hierbei häufig Frakturen, vor allem des Humerus, hervorgerufen werden. Da es sich bei diesem um einen pneumatisierten Knochen handelt, können subkutane Emphyseme im Rahmen dieser Verletzung auftreten. Zudem kann komplizierend eine Cellulitis oder Aerosacculitis entstehen.

Eine chemische Sedation oder Anästhesie ist prinzipiell auch für kleinere Eingriffe notwendig, da hierdurch das Verletzungsrisiko für die an diesem Eingriff beteiligten Personen deutlich minimiert wird.

## 13. Transport

Rechtliche Grundlage für den Transport von Tieren bildet die **Verordnung (EG) Nr. 1/2005**, sie regelt den Schutz von Tieren beim Transport und damit zusammenhängenden Vorgängen. Zudem muss auch die national geltende **Tierschutztransportverordnung** beachtet werden. Der Geltungsbereich erstreckt sich hierbei über den Transport von Wirbeltieren innerhalb der europäischen Gemeinschaft, er muss jedoch in Verbindung mit einer wirtschaftlichen Tätigkeit stehen. Die VO (EG) Nr. 1/2005 stellt zudem hohe Anforderungen an Langzeittransporte und den Transport mit Schiffen, sie regelt EU-einheitliche Zulassungen und Formulare und fordert eine gute Nachverfolgbarkeit von langen Transporten, die Schulung des involvierten Personals und den Informationsaustausch zwischen den Behörden. Für Fahrer und Betreuer von Transporten über 65 km ist ein Befähigungsnachweis notwendig, wenn Pferde, Rinder, Schafe, Ziegen, Schweine und Geflügel transportiert werden sollen, hierbei ist zu beachten, dass im Rahmen dieser gesetzlichen Grundlage die Tiere nicht dem Geflügel zugeordnet werden. Zudem benötigen die Transportunternehmer eine EU-Zulassung, diese ist maximal 5 Jahre gültig. Bei einer langen Beförderung über 8 Stunden ergeben sich überdies besondere Anforderungen wie den Nachweis von Navigationssystemen und entsprechend ausgerichteten Notfallplänen. Auch ein Zulassungsnachweis für Langstreckenfahrzeuge ist notwendig, die maximale Gültigkeitsdauer beträgt auch bei diesem 5 Jahre. Zugelassene Transportmittel werden darüber hinaus in einer nationalen Datenbank erfasst. Nach **Artikel 4 der VO (EG) Nr. 1/2005** sind Personen, die Tiere transportieren, verpflichtet, im Transportmittel Papiere mit sich zu führen, aus denen die Herkunft und der Eigentümer der Tiere, deren Versandort, das Datum und die Uhrzeit des Beginnes der Beförderung, der vorhergesehene Bestimmungsort und die voraussichtliche Dauer der geplanten Beförderung hervorgeht.

Jeder Transport ist mit erheblichen psychischen und physischen Belastungen für das Tier verbunden, er muss daher so ruhig und schonend wie möglich erfolgen. Sollen adulte oder Schlachttiere bewegt werden, empfiehlt es sich, diese mittels einer blickdichten Stoffhaube zu blinden, welche jedoch die Atmung nicht einschränken darf. Die Tiere lassen sich dann problemlos durch zwei seitlich gehende Personen rückwärts schieben. Dabei wird von jeder Person mit einer Hand um die Brust, mit der anderen Hand an den Bürzel gegriffen, um die Richtung vorzugeben. Treibgitter und Fanghaken können Panikreaktionen auslösen, sie sind daher nicht zu verwenden. Um Unruhe zu vermeiden, sollten die Tiere wenn möglich in Kleingruppen mittels Futter in den Stall gelockt, die Tore geschlossen, die Tiere geblendet und einzeln nach außen zum Transportfahrzeug geführt werden.

Die Transportfahrzeuge sollten zugfrei und möglichst geschlossen sein, aber über eine gute Belüftung verfügen. Als geeignet haben sich ein- oder mehrachsige Transportfahrzeuge erwiesen, sie müssen jedoch über spezielle Abtrennungen verfügen. Die Rampe muss zudem trittfest sein, ihr Neigungswinkel darf 20° nicht überschreiten, Seitenbegrenzungen erleichtern das Be- und Entladen. Im Innenraum sollte eine angenehme Temperatur herrschen, diese ist dem Alter der Tiere entsprechend anzupassen und sollte für immature und Adulttiere ca. 15 °C betragen, Küken benötigen eine wärmere Umgebung. Zu ihrer Überprüfung sind während des gesamten Transportes Aufzeichnungen anzufertigen, hierbei sollte eine Warnung bei Temperaturen über 30 °C und unter 5 °C erfolgen, jedoch müssen Sondersituationen, welche eine Ausnahme von diesen Bedingungen erfordern, beachtet werden (Korbel et al, 2016).

Eine Beleuchtung mit geringer Intensität (Lux) wirkt beruhigend. Der Transport sollte zügig und möglichst ohne Unterbrechung durchgeführt werden, jede Fahrtunterbrechung stellt für die Tiere eine zusätzliche Belastung dar. Zur Vermeidung von Stress sollte auf Einzeltiertransporte verzichtet und einem Gruppentransport stets der Vorzug gegeben werden, zumindest sollte aber stets ein Sichtkontakt für die Tiere bestehen. Der Platzbedarf (siehe Tabelle 3) ist hierbei so zu berechnen, dass die Tiere in Körperkontakt aber nicht eingepfercht stehen. Bei Einzeltiertransporten, zum Beispiel von Zuchttieren, sollten die Boxen eine Länge von 1,2 m und eine Breite 0,7 m aufweisen, dies soll bewirken, dass sich die Tiere nicht umdrehen können, jedoch seitlichen Halt finden. Zudem muss die Höhe des Fahrzeuges ein aufrechtes Stehen der Tiere ermöglichen, bei zu hohen Transporteinrichtungen besteht jedoch die Gefahr, dass die Tiere versuchen, die Trennwände zu überwinden. Zur Vorbeugung von Verletzungen muss der Boden rutschfest und mit Stroh oder Hobelspänen eingestreut sein.

:

**Afrikanische Strauße**

Tagesküken:	bis zu 20 Tiere	0,04 m <sup>2</sup> /Tier
Küken bis zur 12. Lebenswoche:	20-4 Tiere	0,06–0,25 m <sup>2</sup> /Tier
Jungtiere bis zum 12. Monat:	4 Tiere	0,3–1,0 m <sup>2</sup> /Tier
Zuchttiere:	max. 1 Zuchtfamilie	1 m <sup>2</sup> /Tier

**Emus**

Küken bis 8. Lebenswoche:	bis zu 13 Tiere	0,2 m <sup>2</sup> /Tier
Ab der 9. Lebenswoche:	4 – 6 Tiere	0,44 m <sup>2</sup> /Tier

**Nandus**

Küken bis 8. Lebenswoche:	bis zu 13 Tiere	0,15 m <sup>2</sup> /Tier
Ab der 9. Lebenswoche:	2 – 4 Tiere	0,25 m <sup>2</sup> /Tier

*Tabelle 3: Platzbedarf der Ratiten im Rahmen des Transportes*



## 14. Gesetzliche Grundlagen

Für die Haltung von Straußenvögeln in Deutschland existieren einige gesetzliche Grundlagen, welche von allen Personen, die afrikanische Strauße, Nandus und Emus als landwirtschaftliche Nutztiere oder zu privaten Zwecken halten, betreuen oder nutzen, beachtet werden müssen.

Zu diesen Rechtsgrundlagen zählen:

- Tierschutzgesetz (TierSchG)
- Allgemeine Verwaltungsvorschrift zur Durchführung des Tierschutzgesetzes (Bund) (AVV TierSchG)
- Vollzug der Allgemeinen Verwaltungsvorschrift zur Durchführung des Tierschutzgesetzes (Bayern) (Vollzug AVV TierSchG)
- Tierschutzvollzugs-Verordnung (Bayern) (VV TierSch)
- Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV)
- Verordnung (EG) Nr. 1/2005 über den Schutz von Tieren beim Transport und damit zusammenhängenden Vorgängen sowie zur Änderung der Richtlinien 64/432/EWG und 93/119/EG und der Verordnung(EG) Nr. 1255/97
- Tierschutztransportverordnung (TierSchTrV)
- Tierschutz-Schlachtverordnung (TierSchIV)
- Empfehlungen des ständigen Ausschusses des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in landwirtschaftlichen Tierhaltungen: Haltung von Straußenvögeln

Weitere Grundlagen, auf deren Empfehlung sich die zuständigen Behörden bei ihrer Beurteilung stützen können, sind zudem:

- Mindestanforderungen an die Haltung von Straußenvögeln, außer Kiwis vom 10. Juni 1994 (ergänzte Fassung vom 10. September 1996)
- Merkblatt des TVT Nr. 96 über „Artgemäße nutztierartige Straußenhaltung“

Das Halten, der Handel und die gewerbliche Zucht von Straußenvögeln bedarf einer Erlaubnis nach **§ 11 des TierSchG**, in welcher verschiedene Parameter wie beispielsweise die Gehegegrößen und die sich hieraus entsprechend ergebenden Besatzdichten festgelegt werden. Zudem kann diese auch Auflagen erhalten, welche verschiedene Aspekte wie die Fütterung, Pflege und Unterkunft näher regeln (Korbel et al, 2016). Diese Erlaubnis ist bei der jeweils zuständigen Kreisverwaltungsbehörde zu beantragen, hierbei handelt es sich in der Regel um das Veterinäramt des Landratsamtes. Zudem sind meist aber noch weitere Behörden wie das Bauamt (im Rahmen des Bauantrages oder einer Nutzungsänderung) oder die Untere Naturschutzbehörde (Artenschutz, Landschaftsschutz) involviert.

Der Antrag auf Erlaubnis muss diverse Angaben enthalten, hierzu zählen die Art der

betroffenen Tiere, die verantwortlichen Personen sowie die Räume und Einrichtungen, welche genutzt werden sollen. Wurde ein solcher Antrag gestellt, erfolgt eine Abnahme durch das Veterinäramt, hierbei wird die Zuverlässigkeit des Antragsstellers, dessen Sachkunde sowie die Eignung der Räume und Einrichtungen zur artgemäßen Unterbringung und Haltung der Tiere überprüft. Eine Aufnahme der Tätigkeit darf erst nach Erteilung dieser Erlaubnis erfolgen.

Dem Veterinäramt obliegt zudem die Zuständigkeit für verschiedene Bereiche, die die Haltung von Tieren betreffen. Zu diesen zählen das Tiergesundheits-, Arzneimittel-, Lebensmittel- und Futtermittelrecht.

Das **Tiergesundheitsgesetz** (Anonym, 2014) befasst sich mit Tierseuchen und deren Prävention bzw. Bekämpfung. Als Tierseuche gelten hierbei Infektionen oder Krankheiten, welche durch Tierseuchenerreger hervorgerufen werden, sie treten bei Tieren auf und können auf andere Tiere oder Menschen übertragen werden (Zoonose). Der Anwendungsbereich erstreckt sich auf sämtliches „Vieh“, hierzu zählen laut dem Tiergesundheitsgesetz neben Pferden, Rindern, Schweinen, Eseln, Schafen, Ziegen, Zebras, Gehegewild, Hasen und Kaninchen sowie Hühnern, Puten, Rebhühnern, Enten, Gänsen, Tauben und Wachteln auch sämtliche Laufvögel. Wichtigstes Ziel dieses Gesetzes ist die Prävention von Tierseuchen, die Umsetzung erfolgt durch Maßnahmen, welche sowohl auf nationaler wie auch auf internationaler Ebene erfolgen können. Zu letzteren zählen die Regelung des Tier- und Warenverkehrs sowie Ein- und Ausfuhrkontrollen, hierbei gilt ein striktes Verbot der Ein- und Ausfuhr seuchenkranker oder -verdächtiger Tiere ebenso wie Waren aus Seuchengebieten. Auf nationaler Ebene stehen vor allem die Kontrolle des Gesundheitsstatus der Tiere, die Erfassung und Kontrolle von Todesfällen, die Überwachung des Viehverkehrs, die Kontrolle von Reinigungs- und Desinfektionsmittelverfahren sowie die Ungeziefer- und Schädnerbekämpfung eines Betriebes, die Entsorgung von Tierkadavern und Abfällen ebenso wie die Durchführung von Impfungen mit zugelassenen Impfstoffen für die Bekämpfung von Tierseuchen im Vordergrund. Prinzipiell kann zwischen melde- und anzeigepflichtigen Erkrankungen im Rahmen dieses Gesetzes unterschieden werden, letztere unterliegen speziellen Regelungen, welche bei ihrem Auftreten durch das Veterinäramt angeordnet und überwacht werden. Besteht der Verdacht oder Ausbruch einer solchen anzeigepflichtigen Tierseuche, muss dies der zuständigen Behörde unverzüglich gemeldet werden, diese Aufgabe obliegt sowohl dem Tierbesitzer bzw. seinem Vertreter wie auch dem betreuenden Tierarzt oder der Einrichtung, in welcher die Tierseuche nachgewiesen wurde. Als Folge werden Maßnahmen eingeleitet, die die Bekämpfung dieser Erkrankung und somit die Schaffung einer

Seuchenfreiheit als Ziel haben, hierfür können verschiedene Anordnungen durch die Behörde erlassen werden. Durch ein Verbot oder die Beschränkung des Viehtransportes sowie eine Sperrung von Zufahrtsstraßen soll eine Verschleppung des Erregers verhindert werden, zudem kann das Führen von Kontrollbüchern, die Impfung gegen übertragbare Krankheiten sowie die Tötung und anschließende Entwesung und Entseuchung angeordnet werden. Für den Tierhalter bedeutet dies, dass ihm einige Pflichten obliegen, welchen er entsprechend dem Tiergesundheitsgesetz nachzukommen hat. So muss er dafür Sorge tragen, dass Tierseuchen weder in seinen Bestand eingetragen noch aus ihm verschleppt werden können. Hierfür ist eine Sachkunde bezüglich der Übertragbarkeit anzeigepflichtiger Tierseuchen bei den von ihm gehaltenen Tieren notwendig, da nur so gewährleistet werden kann, dass eine unverzügliche Anzeige der Erkrankung bei Verdacht oder Ausbruch erfolgt.

Neben dem Tiergesundheitsgesetz ist auch das **Arzneimittelrecht** bei der Bestandsbetreuung und Therapie erkrankter oder verletzter Tiere zu beachten. Hierbei sollte keine Behandlung ohne eine vorherige tierärztliche Untersuchung erfolgen. In Deutschland sind keine speziell für Strauße zugelassenen Arzneimittel verfügbar, sollen Präparate eingesetzt werden, müssen diese daher entsprechend den Vorgaben nach §56 des Arzneimittelgesetzes umgewidmet werden. Im Rahmen dieser Umwidmung ist auch das Festlegen von Wartezeiten notwendig, da es sich bei Ratiten um lebensmittelliefernde Tiere handelt, diese betragen mindestens 28 Tage auf essbare Gewebe sowie 7 Tage für Eier (Anonym, 2010). Werden Arzneimittel angewendet oder abgegeben, bedarf es eines entsprechenden Beleges durch den Tierarzt, dieser ist im Rahmen der Dokumentationspflicht für einen Zeitraum von 5 Jahren vom Tierhalter aufzubewahren (Anonym, 2015). Die Dokumentation einer solchen Anwendung muss neben der Wartezeit die Anzahl, Art und Identität der Tiere, die Arzneimittelbezeichnung sowie die angewendete Menge, das Datum der Anwendung, die Applikationsart und die anwendende Person enthalten. Sie sollte stets unverzüglich vorgelegt werden können und übersichtlich sowie allgemein verständlich gehalten werden, hierfür können Bestandsbücher aber auch EDV-Programme verwendet werden. Werden Verstöße gegen das Arzneimittelrecht festgestellt, können diese mit Bußgeldern oder anderen Strafmaßnahmen geahndet werden.

Das **Lebens- und Futtermittelrecht** dient dem Schutz des Verbrauchers vor Gesundheitsgefahren und Täuschungen, es soll aber auch die Qualität von Futter- und Lebensmitteln sichern und diese vor nachteiliger Beeinflussung schützen. Die Umsetzung dieser Ziele wird durch verschiedene Gesetze und Verordnungen geregelt und durch betriebliche und behördliche Kontrollen überprüft. Nach der **VO (EG) Nr. 852/2004** sind Betriebe dazu verpflichtet, sich zu registrieren, wenn sie als Lebensmittelunternehmer tätig sein wollen, betriebseigene Maßnahmen und Kontrollen durchzuführen und allgemeine Hygienevorschriften für die Produktion, die Verarbeitung und den Vertrieb von Lebensmitteln

zu befolgen (Anonym, 2004a). Diese Hygienevorschriften gelten für Betriebsstätten sowie deren Räume, Einrichtungen, Geräte, Toiletten, Handwaschbecken, Ausrüstungsgegenstände, Abfälle, Trinkwasser und Transporte. Zudem soll die Herstellung der Produkte gemäß den Prinzipien des HACCP-Konzeptes erfolgen. Besonderheiten von Lebensmitteln tierischen Ursprungs sind in der **VO (EG) Nr. 853/2004** geregelt, dies betrifft beispielsweise die Zulassung von Betrieben durch die zuständige Behörde (Anonym, 2004b). Im Rahmen von mikrobiologischen Eigenkontrollen kann die Effektivität von Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen überprüft werden, zudem erfolgt eine Bewertung der Lebensmittelsicherheit durch die Untersuchung von Schlachtkörperoberflächen und Fleischerzeugnissen. Eine Reduktion der Proben kann in kleinen Betrieben auf Antrag erfolgen (Anonym, 2005).

Die Beseitigung tierischer Nebenprodukte wird ebenfalls gesetzlich geregelt, Grundlage bildet das **Tierische Nebenprodukte-Beseitigungsrecht** (Anonym, 2004c). Hierbei wird das anfallende Material in drei Kategorien eingeteilt. Kategorie 1 umfasst verendete Tiere sowie Rinderhirn, zu Kategorie 2 zählen untaugliche Teile und in Kategorie 3 werden Teile von tauglichen Tieren eingruppiert, welche aus wirtschaftlichen Gründen nicht als Lebensmittel genutzt werden. Nach dieser Gesetzesgrundlage bedürfen entsprechende Betriebe einer Zulassung und Registrierung, zudem müssen Handelswege und Transporte regelmäßig kontrolliert werden.

Zur Durchführung und Überwachung der genannten Maßnahmen wurden den zuständigen Behörden vom Gesetzgeber Befugnisse eingeräumt, die eine entsprechende Kontrolle möglich machen. So sind deren Mitarbeiter befugt, Grundstücke, Geschäftsräume und eventuell auch Wohnung zu betreten, Einsicht in Geschäftsunterlagen zu nehmen, Tiere zu untersuchen und Proben zu ziehen. Auch eine Mitnahme von Unterlagen sowie das Anfertigen von Fotografien und Filmaufnahmen sind möglich. Abschließend umfassen diese Befugnisse auch den Erlass von Anordnungen, welche bei Verstößen zur Verhinderung von Gefahren und zur Vermeidung von Schmerzen, Leiden und Schäden der Tiere angeordnet werden können.

## 15. Probennahme und Applikationstechniken

Die Probennahme bei Straußenvögeln erfolgt analog zu anderen Vogelarten, wobei jedoch die Größe der Tiere und ein damit verbundenes erhöhtes Verletzungsrisiko für die beteiligten Personen beachtet werden sollte.

### 15.1. Blutentnahme

Prinzipiell gibt es für die Blutentnahme bei Vogelpatienten 3 mögliche Entnahmestellen: die Vena ulnaris (Flügelvene), die Vena jugularis dexter (rechte Halsvene) sowie die Vena metatarsalis plantaris superficialis (Beinvene). Hierbei ist zu beachten, dass vor allem bei letztgenannter ein erhöhtes Sicherheitsrisiko besteht, da die Vene an der Innenseite der Ständer verläuft und vor allem der Kopf, aber auch andere Körperteile der durchführenden Person in eine ungünstige Position gebracht werden müssen und bei einem Tritt direkt getroffen werden können. Da Strauße die Fixation des Halses nur äußerst selten tolerieren, jedoch ein Stauen der Vene und damit die Fixation des Halses für die Entnahme an der Vena jugularis unerlässlich sind, ist auch diese Stelle nur bedingt beim Strauß geeignet, da die Abwehrreaktionen der Tiere eine zügige und komplikationslose Blutentnahme unmöglich machen können und auch hier das Verletzungsrisiko deutlich erhöht ist. Es empfiehlt sich daher, bevorzugt die Vena ulnaris für die Gewinnung von Blutproben zu verwenden. Hierzu wird der Strauß geblendet und durch eine Hilfsperson in einer Ecke des Stalls sicher fixiert. Sollten sich andere Strauße im selben Abteil befinden, wird eine 2. Hilfsperson benötigt, um diese auf Distanz zu halten. Da die Vena ulnaris auf der Ventralseite des Flügels verläuft, muss dieser nach oben fixiert werden (am besten durch eine weitere Hilfsperson). Mit Hilfe von Zeige- und Mittelfinger wird nun das Gefäß körpernah gestaut, sodass die Vene deutlich hervor tritt. Eine Desinfektion der Entnahmestelle mittels Alkohol ist nicht notwendig, kann jedoch zur besseren Darstellung des Gefäßes hilfreich sein.

Die Blutentnahme selbst erfolgt mittels Spritze und aufgesetzter Kanüle. Hierbei ist zu beachten, dass Vogelerythrozyten, auch die der Straußenvögel, ein deutlich größeres Volumen besitzen, da sie im Gegensatz zu Säugererythrozyten kernhaltig sind. Es ist also zwingend erforderlich, Kanülen bestimmter Größen und Durchmesser zu verwenden, da sonst eine Zerstörung der roten Blutkörperchen die Folge sein kann, was die korrekte Bestimmung verschiedener Parameter, wie zum Beispiel des Hämatokrits, unmöglich macht. Bei der Wahl der korrekten Kanülen sollte man grundsätzlich beachten, dass der Durchmesser so groß wie möglich gewählt wird, um einen schnelleren Blutfluss und damit eine Verkürzung der Entnahmezeit zu gewährleisten. Dies ist nicht nur wichtig, um den für

das Tier entstehenden Stress so gering wie möglich zu halten, es reduziert auch das Verletzungsrisiko für Tierarzt und Hilfspersonen, da die Tiere mit zunehmender Zeit des Handlings immer unruhiger werden und durch Abwehrbewegungen die beteiligten Personen gefährden können. Zudem kann bei einer zu langsamen Entnahme das Blut bereits in der Kanüle gerinnen, was eine Auswertung entsprechender Parameter ebenfalls ausschließt. Außerdem muss bei einem kleineren Kanülendurchmesser die Aspiration mit einem stärkeren Unterdruck erfolgen, was eine erhöhte Gefahr der Kollabierung der Vene zur Folge haben kann. Im Gegenzug ist jedoch auch ein zu großer Durchmesser auszuschließen; er muss stets kleiner als der Durchmesser des Blutgefäßes sein, da sonst eine korrekte Positionierung in der Vene nicht möglich ist. Zudem ist zu beachten, dass das Risiko einer Hämatombildung nach Beendigung der Blutentnahme durch nachsickerndes Blut umso höher ist, je größer die durch die verwendete Kanüle gesetzte Läsion im Gefäß ist. Folgende Kanülengrößen haben sich für die Blutentnahme bei Straußen bewährt:

Altersgruppe	Pravaz-System (Gr.)	Größe in Gauge (G)	Farbkodierung nach EN ISO 6009	Länge (mm)
Küken	12	22	schwarz	
Jungtiere bis zu einem Alter von 3 Monaten	1	20	gelb	38
Schlachtstraube, Adulttiere	-	18	rosa	

*Tabelle 4: Übersicht über die Kanülengrößen, welche für die Blutentnahme bei Ratiten genutzt werden (Die Angaben beziehen sich auf die Blutentnahme an der Vena ulnaris)*

Ist die gewünschte Menge an Blut entnommen, wird das Gefäß zuerst entstaut, sodass das Blut wieder im Gefäß fließen kann und die Gefahr einer Hämatombildung minimiert wird. Erst dann wird die Kanüle aus der Vene gezogen. Da die Tiere durch längeres Handling eher unruhiger werden und es durch den steigenden Blutdruck länger dauert, bis ein eventuelles Nachbluten stoppt, empfiehlt es sich, das Tier nach der Entnahme schnellstmöglich aus jeglicher Fixation zu entlassen; eine Kompression des Gefäßes mittels Tupfer o.ä. ist erfahrungsgemäß daher eher kontraproduktiv.

Um eine Koagulation des Blutes zu verlangsamen, können Spritze und Kanüle vor der Entnahme mit Antikoagulantien gespült werden, entsprechend müssen dann die Blutröhrchen, in welche die Probe umgefüllt werden soll, ausgewählt werden. Die Wahl des Antikoagulans richtet sich nach der einzuleitenden Untersuchung. So hat sich für die Tbc-Serologie Na-Citrat, für die Enzymbestimmung im Rahmen eines Organprofils Heparin bewährt. Calcium-EDTA ist eher ungeeignet, da es zu einer Hämolyse der Straußenerythrozyten führt und so bestimmte Untersuchungen unmöglich macht.

### 15.2. weitere Proben

Neben Blut können analog zu anderen Vogelspezies auch weitere Probenarten untersucht werden. Hierzu zählen neben Sammelkot auch Tupferproben und Organmaterial, zum Beispiel im Rahmen von diagnostischen Sektionen. Eine Aufstellung möglicher zu untersuchender Erreger sowie die dafür erforderlichen Proben können Tabelle 5 entnommen werden:

<b>Erreger</b>	<b>einzuleitende Untersuchung</b>	<b>erforderliche Proben</b>
Bakteriologische Untersuchung	Anzucht (aerob, anaerob, mikroaerophil)	Tupfer, Organe, Sammelkot
Salmonellen	PCR Serologie	Tupfer, Organe, Sammelkot Blut
Mycobacterium avium avium und genavense	PCR Serologie	Tupfer, Organe, Sammelkot Blut
säurefeste Stäbchen	Ziehl-Neelsen-Färbung	Tupfer, Organe, Sammelkot
mykologische Untersuchung	Anzucht	Tupfer
Virologische Untersuchung	Anzucht PCR Serologie	Tupfer, Organe, Kot Tupfer, Organe, Kot Blut
Parasitologische Untersuchung - Endoparasiten	Mikroskopische US - nativer Ausstrich Flotation PCR	Kot Kot Kot
- Ektoparasiten	mikroskopische US	Federn

*Tabelle 5: Übersicht über Infektionserreger und deren Nachweis*

Auch histologische Untersuchungen von Organen verstorbener oder getöteter Tiere können Aufschluss über verschiedene Erkrankungen geben. In jedem Fall sollte vor der Probenentnahme mit dem Labor, welches mit der Untersuchung beauftragt werden soll, abgeklärt werden, welche Proben für die gewünschte Untersuchung geeignet sind und ob es spezielle Anforderungen gibt, die beachtet werden müssen, da je nach Untersuchungstechnik unterschiedliche Kriterien erfüllt werden müssen.

### **15.3. Applikationstechniken**

#### 15.3.1. subkutane Injektion

Bei der subkutanen Injektion sind einige Besonderheiten im Vergleich zu anderen Vogelarten zu beachten. So ist eine Applikation in die Kniefalte aufgrund des erhöhten Verletzungsrisikos nicht zu empfehlen, da die durchführende Person sehr nahe vor oder neben dem Tier stehen muss und durch Tritte gefährdet werden kann. Auch Injektionen in die Nackenfalte, wie zum Beispiel bei Tauben im Rahmen von Impfungen üblich, sind nicht geeignet, da die Tiere nur sehr ungern am Hals fixiert werden und häufig massive Abwehrreaktionen zeigen. Die bevorzugte Stelle stellt daher der Bürzel dar. Da die Tiere keine entsprechende Drüse besitzen, kann man hier ohne hohes Verletzungsrisiko für das Tier injizieren. Dabei orientiert man sich an der Rückenlinie des Straußes, welche im genannten Bereich abfällt um dann Richtung Stoß wieder anzusteigen. Auch Transponder zur Kennzeichnung können entsprechend an dieser Stelle gesetzt werden.

#### 15.3.2. intramuskuläre Injektion

Für die intramuskuläre Injektion ist zu beachten, dass es sich bei den meisten gehalten Straußen um lebensmittelliefernde Tiere handelt, welche der Fleischgewinnung dienen. Auch wenn die Oberschenkelmuskulatur gut zu erreichen ist, sollte eine Applikation in diesem Bereich daher vermieden werden, da diese die wichtigste und gewinnbringendste Fleischpartie darstellt. Da Straußenartigen zu den Flachbrustvögel zählen, ist auch die Brustmuskulatur ungeeignet, da diese nicht so gut ausgebildet ist wie bei flugfähigen Tieren. Zusätzlich besteht auch hier wieder ein erhöhtes Verletzungsrisiko, da die korrekte Applikation erfordert, dass die durchführende Person vor dem Tier steht und somit Tritten ungeschützt ausgesetzt ist. Als geeignete Injektionsstelle hat sich die Oberarmmuskulatur erwiesen.

#### 15.3.3. weitere Applikationstechniken

Die topische Anwendung von Sprays und Salben erfolgt in der Regel nur zur Wundbehandlung und ist analog zum Vorgehen bei anderen aviären Spezies.

## 16. Hämatologie und Organwerte der Straußenvögel

Blutuntersuchungen sind ein wichtiger Bestandteil tierärztlicher Untersuchungen und können dabei helfen, den Gesundheitsstatus eines Tieres einzuschätzen, aber auch Diagnosen bei erkrankten Tieren zu stellen.

In der Literatur finden sich große Unterschiede zwischen den veröffentlichten Referenzwerten, aber auch den angewandten Methoden zur Probenentnahme und Auswertung dieser.

### 16.1. Hämatologie des aviären Blutes

#### 16.1.1. Leukozyten

Eine **Leukozytose** kann im Rahmen einer Infektion vorliegen, jedoch auch stressbedingt sein. Dies wird durch den Umstand bedingt, dass die Milz des Vogels nicht wie bei Säugetieren eine Speicherfunktion übernimmt. Die Leukozytenzahl kann daher bei gestressten oder in Aufregung versetzten Tieren im Vergleich zu Proben, die bei ruhigen Tieren gezogen wurden, deutlich erhöht sein. Zudem kann eine Leukozytose auch bei Patienten auftreten, welchen kürzlich Corticosteroide wurden (Tully, 1996).

Jungtiere können eine große Variabilität in der absoluten Leukozytenzahl aufweisen. Hier ist eine Leukozytose sehr häufig und die Blutbefunde müssen mit äußerster Vorsicht interpretiert werden, da es sich durchaus um gesunde Tiere handeln kann. Daher sollte immer das gesamte Blutbild bewertet werden. Auch die Zellmorphologie kann weitere Hinweise liefern, ob es sich bei der Leukozytose um einen pathologischen Befund handelt (Tully, 1996).

Eine inflammatorisch bedingte Leukozytose kann durch viele verschiedene Erreger bedingt sein. Es ist daher nicht möglich allein aufgrund einer erhöhten Leukozytenzahl die Ursache einer Erkrankung zu bestimmen, jedoch kann sie einen Hinweis auf die Ätiologie der Erkrankung geben. So tritt sie häufig im Rahmen von Wundinfektionen, bei Septikämien, Mycobacteriosen sowie Aspergillosen auf (Tully, 1996).

Bei einer **Leukopenie** sollte zuerst überprüft werden, ob diese artifiziell verursacht wurde. Wird zum Beispiel Vollblut nur unvollständig mit einem Koagulans gemischt, kann es verklumpen oder eine zu niedrige Leukozytenzahl vorspiegeln. Auch eine Lyse der Leukozyten durch zu lange Lagerung der Blutprobe kann in einer Pseudoleukopenie resultieren. Ebenso sollte die Qualität des Blutausstriches geprüft werden, da eine hohe Anzahl rupturierter Leukozyten ebenfalls den Eindruck einer Leukopenie indizieren kann.

Können artifizielle Ursachen für eine Leukopenie ausgeschlossen werden, kommen diverse Ätiologien wie eine hochgradige bakterielle Infektion, schwerwiegende virale Infektionen aber auch Intoxikationen in Frage, welche zu einem erhöhten Verbrauch der Leukozyten führen (Tully, 1996).

Bei geringgradigen Infektionen oder degenerativen Erkrankungen können normale Leukozytenzahlen vorliegen. Es sollte daher stets neben der Anzahl auch die Morphologie der Zellen evaluiert und mit den anderen am Blutbild beteiligten Zellen (Erythrozyten, Thrombozyten) verglichen werden (Tully, 1996).

#### *16.1.1.1. Granulozyten*

Heterophile Granulozyten stellen den Großteil der Leukozyten im aviären Blutbild dar. Bei ihnen handelt es sich um das Äquivalent zu den Neutrophilen der Säugetiere, jedoch weisen sie einige Unterschiede zu diesen in ihrer Zytochemie auf. Eine Heterophilie ist ein recht häufiger Befund in pathologischen Differentialblutbildern, sie weist auf eine akute Inflammation und auf infektiöse Prozesse hin (Tully, 1996).

Eosinophile Granulozyten sind bei gesunden Emus in höherer Anzahl vorhanden, als dies beim Afrikanischen Strauß der Fall ist. Ihre Unterscheidung von Heterophilen bedarf einiger Erfahrung, Hinweise geben unter anderem ihre runde Form, der deutliche Kontrast zwischen Nucleus und Zytoplasma sowie die einheitliche Farbe des Zytoplasmas. Die Form und Farbe der Granula zeigt deutliche Variationen (Tully, 1996).

Basophile Granulozyten sind vergleichsweise selten im Blut der Ratiten. Sie werden häufig mit toxischen Heterophilen verwechselt, da diese oft große Mengen basophiler Einschlüsse in ihrem Zytoplasma aufweisen. Eine erhöhte Anzahl an basophilen Granulozyten kann bei Infektionen des Respirationstraktes und bei der Regeneration von Gewebeschäden gefunden werden, wobei hier zu beachten ist, dass die Basophilie in den meisten Fällen nur sehr geringgradig vorhanden ist (Tully, 1996).

#### *16.1.1.2. Mononukleäre Zellen*

Nach den heterophilen Granulozyten stellen Lymphozyten die zweitgrößte Fraktion der Leukozyten dar. Sie können anhand ihrer Größe zwei verschiedenen Populationen zugeordnet werden, diese werden aber in der Regel bei Untersuchungen im Labor nicht näher differenziert.

Monozyten sind im Vergleich zu den Lymphozyten relativ selten im Blutbild der Ratiten vertreten. Eine relative oder absolute Monozytose ist charakteristisch für chronische

Infektionen, sie kann auf bakterielle, mykobakterielle oder mykotische Erkrankungen hinweisen (Tully, 1996).

#### 16.1.2. Thrombozyten

Die aviären Thrombozyten entwickeln sich im Gegensatz zu denen der Säugetiere aus Stammzellen und nicht aus Megakaryozyten.

Thrombozytopenien kommen im Rahmen einer Panzytopenie bei einigen viralen Infektionen der Papageien, wie zum Beispiel der psittazinen Circovirusinfektion vor, sind jedoch bei Ratiten bisher sehr wenig dokumentiert (Tully, 1996).

#### 16.1.3. Erythrozyten

Die Erythrozyten der Straußenvögel sind mit einem mean corpuscular volume (MCV) von > 200 femtoliter im Vergleich zu denen anderer Vögel (MCV von 125-179) vergleichsweise groß. Dies korreliert mit einer geringeren absoluten Erythrozytenanzahl (<  $2 \times 10^6$  Zellen pro Mikroliter) (Tully, 1996).

Der Hämatokrit erwachsener Emus und Afrikanischer Strauße ist vergleichbar mit dem anderer Vogelarten. Studien, bei denen Blutproben von Straußen als Jungtiere und als Jährlinge analysiert wurden, legen nahe, dass die absolute Erythrozytenzahl, der Hämatokrit, der Hämoglobingehalt sowie das MCV altersbedingt ansteigen. Dies deckt sich mit Studien, in welchen eine deutlich ansteigende Zellgröße und -zahl mit zunehmendem Alter bis zum Erreichen der Geschlechtsreife nachgewiesen werden konnte (Tully, 1996).

##### 16.1.3.1. Anisozytose

Vollständig ausgereifte Erythrozyten sind von ovaler Gestalt, während ihrer Entwicklung weisen sie eine eher rund Form sowie eine gewisse Basophilie auf. Ein Reticulozyten-Anteil von ca. 1-2% an der Gesamterthrozytenzahl im peripheren Blut ist physiologisch (Tully, 1996).

##### 16.1.3.2. Anämie

Anämien zeichnen sich in der Regel durch eine reduzierte Erythrozytenzahl, einen geringeren PCV oder einen erniedrigten Hämatokrit aus. Sie können in verschiedene Kategorien eingeteilt werden, so kann man zwischen einer regenerativen und aregenerativen, hämolytischen oder durch einen Blutverlust bedingten Anämie unterscheiden. Mangelanämien konnten bei Nutzgeflügel experimentell ausgelöst werden, wurden jedoch bisher nicht bei Ratiten dokumentiert (Tully, 1996).

Am häufigsten bei Ratiten auftretend sind aregenerative Anämien, welche durch eine reduzierte Erythropoese hervorgerufen werden. Ätiologisch hierfür können Infektionserkrankungen, Kachexie, Neoplasien sowie verschiedene Toxine sein (Tully, 1996).

Bleiintoxikationen denaturieren Hämoglobin und resultieren in einer Lyse prämaturer Erythrozyten. Betroffene Zellen stellen sich im Blutaussstrich ballonartig aufgetrieben und mit hypochromatischem Zytoplasma dar. Ein fulminanter Regenerationsversuch innerhalb von Stunden nach Beginn der Intoxikation ist ein deutlicher Hinweis auf eine Bleivergiftung, eine basophile Tüpfelung hingegen ist nicht spezifisch für diese spezielle Schwermetallvergiftung (Tully, 1996).

Traumata, die Ruptur eines Organes, Aneurysmen und iatrogene Ursachen können zu ernsthaften Blutverlusten führen, gesunde Tiere erholen sich je nach Ausmaß der Blutung jedoch in der Regel schnell. Signifikante Blutspeicher wie sie bei Säugetieren gefunden werden können, existieren bei Vögeln nicht, allerdings kann sich die Erythropoese innerhalb von Stunden massiv erhöhen. Die Regeneration von Anämien bedingt durch einen Blutverlust ist charakterisiert durch einen erhöhten PCV und RBC sowie einen Anstieg immaturer Erythrozyten, einer Anisozytose sowie Polychromasie (Tully, 1996).

## **16.2. Blutchemische Parameter**

Die Biochemische Analyse des Blutes kann dem Tierarzt Informationen hinsichtlich der Organfunktionen liefern und auf organspezifische Funktionsstörungen hinweisen. Hierfür ist es notwendig, iatrogen bedingte Artefakte ausschließen zu können. Diese können zum Beispiel durch intramuskuläre Injektionen, bakterielle Kontaminationen während der Probennahme oder des -transportes, ungeeignete Antikoagulantien, geronnene Blutproben, Hämolyse oder untaugliche Untersuchungsverfahren im Labor hervorgerufen werden.

### **16.2.1. Harnsäure**

Die Ausscheidung von Ammoniak erfolgt bei Vögeln durch die Synthese von Harnsäure in der Leber. Diese wird einzig über tubuläre Sekretion in der Niere eliminiert und ist unabhängig von der glomerulären Filtration. Die Analyse der aviären renalen Funktion ist daher im Vergleich zu Säugetieren nicht sehr sensitiv, eine moderate bis starke Erhöhung des Harnsäure-Plasmaspiegels tritt erst bei einer signifikanten tubulären Schädigung auf. So kann bei einer iatrogen bedingten Intoxikation mit Aminoglycosiden eine signifikante Erhöhung der Harnsäurewerte erst auftreten, wenn sich das Tier bereits im Nierenversagen

befindet. Häufig werden Nierenerkrankungen daher erst bei der pathologischen Untersuchung diagnostiziert. Leichte Anstiege sind häufig bei dehydrierten Tieren aufgrund einer prärenalen Erhöhung der Konzentration löslicher Stoffe zu verzeichnen. Werte von 10-20 mg/dl sollten daher stets nach der klinischen Stabilisation eines Patienten bestätigt werden. Studien bei Emus legen nahe, dass bei einer herabgesetzten renalen Fähigkeit zur Konzentration des Urins dies durch eine effiziente Reabsorption im Bereich der Kloake und des Rektums ausgeglichen werden kann (Tully, 1996).

#### 16.2.2. Kreatinin

Kreatinin ist eine normale Komponente des Urins von Ratiten, jedoch beträgt sein Anteil nur einen Bruchteil im Vergleich zu Kreatin. Obwohl es mittels tubulärer Sekretion aus dem aviären Organismus eliminiert werden kann, ist die Clearance variabel. Die Reabsorption kann durch verschiedenen chemische Stoffe inhibiert werden. Kreatinin ist kein verlässlicher Indikator für die aviäre renale Funktion (Tully, 1996).

#### 16.2.3. Harnstoff

Harnstoff wird im aviären Organismus nur in sehr geringen Mengen synthetisiert. In der Niere erfolgt seine vollständige Filtration, er kann jedoch auch wieder reabsorbiert werden. Ein Nutzen für die Bewertung der Nierenfunktion ist daher nicht gegeben, allerdings kann er einen verlässlichen Indikator für eine prärenale Dehydratation darstellen (Tully, 1996).

#### 16.3.3. Calcium

Calciumimbalanzen, hervorgerufen durch Fehlernährung oder metabolische Dysfunktionen, sind häufig vorkommend bei nahezu allen Vogelspezies. Weibliche Tiere entwickeln, stimuliert durch Östrogen, intramedulläres Knochengewebe zu Beginn der Eiproduktion, welches als Calciumspeicher dient. Während der Eibildung werden große Mengen aus dem Plasma über die Uterusdrüsen in die Eischale transferiert. Durch diesen erhöhten Bedarf steigt der Gesamtcalcium-Spiegel im Blut der Hennen während der Legeperiode deutlich an. Eine artifizielle Hypocalcämie ist sehr häufig. Für Blutproben von Ratiten sollten prinzipiell nie EDTA-Röhrchen verwendet werden, da das EDTA als Chelatbildner fungiert und Verbindungen mit dem im Blut befindlichen Calcium eingeht. Zudem kann eine suboptimale Serumqualität, unter anderem hervorgerufen durch Hämolyse und bakterielle Kontamination, den Serumcalciumwert reduzieren. Außerdem ist zu beachten, dass nur ionisiertes Calcium, nicht jedoch die gebundene Fraktion, biologisch aktiv ist und so dem Körper für verschiedene Regulationsmechanismen zur Verfügung steht (Tully, 1996).

#### 16.2.4. Phosphor

Der aviäre Phosphorstoffwechsel ist dem der Säugetiere ähnlich, obwohl eine Erhöhung des Plasmawertes bei Ratiten nur selten beobachtet werden kann. Eine Hyperphosphatämie, welche mit einer renalen Funktionsstörung assoziiert ist, tritt nur selten auf. Auch eine Hypophosphatämie ist selten, kann jedoch zum Beispiel bei Nandus im Rahmen einer Rachitis auftreten. Eine artifizielle Veränderung des Plasmaphosphorspiegels kann durch die Verwendung von EDTA-Röhrchen hervorgerufen werden, zudem kann eine Hämolyse in Kombination mit einer Lipämie zu einer Erhöhung des Wertes führen (Tully, 1996).

#### 16.2.5. Glukose

Ratiten weisen deutlich höher Plasmaglukosespiegel als Säugetiere auf. Eine moderate Hyperglykämie kann durch Stress induziert werden, scheint aber unter natürlichen Bedingungen nur transient zu sein. Ein Nachweis von Diabetes mellitus ist für Ratiten bisher noch nicht erfolgt. Hypoglykämie bei Jungtieren ist ein häufiger Ausdruck einer primären oder sekundären Anorexie und Blutwerte unter 100 mg/dl können lebensbedrohliche sein (Tully, 1996).

#### 16.2.6. Totalprotein

Die im Serum vorhandenen Proteine sind ein wichtiger Faktor bei der Aufrechterhaltung der Homöostase, da sie das osmotische Gleichgewicht regulieren und den pH-Wert des Blutes beeinflussen. Die Proteinfraktion beinhaltet vor allem Albumin, welches als Carrier für eine Vielzahl von Metaboliten dient, sowie die verschiedenen Globuline (Tully, 1996).

#### 16.2.7. Gallensäuren

Gallensäuren werden in der Leber aus Cholesterol synthetisiert, bei körnerfressenden Vögeln macht Chenodesoxycholol deren Hauptteil aus. Sie werden bei Nandus und Emus in der Gallenblase gespeichert, Strauße hingegen besitzen keine solche Speichermöglichkeit, hier werden die Gallensäuren nach der Nahrungsaufnahme direkt in den Darm freigesetzt. Dort unterstützen sie die Verdauung und Absorption von Fettsäuren. Ein Großteil der Gallensäuren wird im Dünndarm wieder rückresorbiert, über die Portalvenen in die Leber zurück transportiert und dort erneut dem enterohepatischen Kreislauf zugeführt. Ein Anstieg der Gallensäuren ist in der Regel mit einer Funktionsstörung der Leber assoziiert. Klinische Erfahrungen zeigen, dass dieser Wert ein weitaus sensitiverer Indikator für die Funktionsfähigkeit der Leber ist, als dies bei verschiedenen Enzymen der Fall ist, da diese häufig nur ein Maß für eine hepatozelluläre Schädigung sind und oft nach einem akuten

Insult wieder auf Normalwerte absinken. Ein fortschreitender Funktionsverlust der Leber zeichnet sich jedoch durch den Anstieg des Serumgallensäuren-Spiegels aus. Dies ist jedoch bei Ratiten nur selten der Fall, da diese im Vergleich zu anderen Vogelspezies eine sehr geringe Prävalenz für chronische Lebererkrankungen aufweisen (Tully, 1996).

### **16.3. Enzyme**

#### **16.3.1. Lactatdehydrogenase**

Lactatdehydrogenase (LDH) kommt vor allem in Herz- und Skelettmuskelzellen, in der Leber, den Nieren sowie Erythrozyten vor und ist somit nicht leberspezifisch. Zellschäden resultieren in einem Anstieg der LDH, oft wird dieser durch eine Schädigung von Skelettmuskel- und Leberzellen hervorgerufen, nur selten sind Herzmuskelzellen die Ursache. Renale LDH wird über den Urin ausgeschieden und führt somit zu keiner Erhöhung des Plasmaspiegels. Die vermutlich häufigste Ursache für einen Anstieg dieses Enzyms dürften jedoch Artefakte durch eine unsachgemäße Probenentnahme und -verarbeitung sein, es sollte daher stets auf geeignete Techniken geachtet werden um die Hämolyse und Gerinnung des Blutes zu verhindern. Zudem sollte die Probe so schnell wie möglich zentrifugiert und das Serum oder Plasma unverzüglich von der Zellfraktion abgenommen werden (Tully, 1996).

#### **16.3.2. Aspartat-Transaminase**

Die Aspartat-Transaminase (AST, GOT) wird in der Regel als Indikator für Lebererkrankungen herangezogen, ist jedoch nicht leberspezifisch. Ebenso wie bei der LDH können erhöhte AST-Werte die Folge eines Zellschadens von Lebergewebe aber auch von Herz- und Skelettmuskeln sein. Da die AST eine längere Halbwertszeit besitzt, bleiben ihre Serumwerte längere Zeit nach einer Zellschädigung erhöht als dies bei der LDH der Fall ist. Ein häufiger Grund für einen Anstieg des Plasmawertes sind unspezifische Muskelschäden, meist im Rahmen von Traumata, operativen Eingriffen, Schwäche sowie intramuskulären Injektionen (Tully, 1996).

#### **16.3.3. Alanin-Transaminase**

Bei der Alanin-Transaminase (ALT, GPT) handelt es sich um ein leberspezifisches Enzym im Säugetierorganismus. Ein Anstieg der ALT nach experimentell induzierten Lebererkrankungen bei Psittaziden ist nur sporadisch gegeben, was eine ebenfalls minimale Signifikanz für Ratiten vermuten lässt (Tully, 1996).

#### 16.3.4. Kreatinkinase

Die Kreatinkinase (CK) kommt sowohl in glatten wie auch in Herz- oder Skelettmuskelzellen und Nervengewebe vor. Ein Anstieg des Plasmawertes wird in der Regel durch eine Degeneration von Skelett- und Herzmuskeln hervorgerufen. Diese kann unter anderem durch eine Myokarditis, Muskelabbau, hochgradige physische Aktivität, gewebereizende Injektionen, fehlerhaftes Handling, operative Eingriffe sowie Traumata ausgelöst werden. Ein mechanischer Verschluss des Drüsenmagens kann sporadisch ebenfalls zu einer Erhöhung dieses Enzyms führen. Die Halbwertszeit der CK liegt bei Psittaziden und Tauben zwischen denen der LDH und AST, eine ähnliche Beziehung wird anhand von Erfahrungswerten auch für Ratiten angenommen. Die hauptsächliche Bedeutung der Kreatinkinase liegt bei der Differenzierung zwischen Leber- und Muskelzellschäden bei erhöhten AST-Werten (Tully, 1996).

#### 16.3.5. Alkalische Phosphatase

Ein Anstieg der Alkalischen Phosphatase (AP) ist häufig Folge von Frakturen, Neoplasien und Osteomyelitis. Zudem kann sie auch nach iatrogenen Hämolyse sowie bei weiblichen Tieren während der Reproduktionsphasen erhöht sein. Studien bei Australischen Emus haben ergeben, dass Jungtiere höhere Blutwerte aufweisen als adulte, dies könnte durch die erhöhte Knochenwachstumsrate bedingt sein (Tully, 1996).

#### 16.3.6. Gamma-Glutamyl-Transferase

Die Gamma-Glutamyl-Transferase (GGT) ist im Allgemeinen bei aviären Spezies für Erkrankungen der Leber nicht relevant (Tully, 1996).

#### 16.3.7. Amylase und Lipase

Die Aktivität von Amylase und Lipase wurde bislang vor allem bei Hühnern dokumentiert. Zudem wurde eine Vielzahl an pathologischen Veränderungen des Pankreas bei diversen Vogelspezies beschrieben, klinische Studien zur Bewertung des Plasmaspiegels von Pankreasenzymen bei Ratiten sind bisher aber noch ausstehend (Tully, 1996).

**16.4. Elektrolyte**

Die zellulären Funktionen von Natrium und Kalium im aviären Organismus sind vergleichbar zu denen bei Säugetieren. Die Regulation des Elektrolythaushaltes durch die Niere erfolgt durch eine Vielzahl von Hormonen. Imbalanzen, verursacht durch Funktionsstörungen eines Organes, Erkrankungen des Verdauungstraktes sowie iatrogen bedingt, rufen in der Regel ähnliche Veränderungen wie bei Säugetieren hervor (Tully, 1996).



## 17. Nichtinfektiöse Erkrankungen

### 17.1. Embryonale Fehllagen

Bei Ratiten können regelmäßig verschiedene embryonale Fehllagen gefunden werden. Hierbei kann der Kopf des Kükens beispielsweise an dem der Luftkammer entgegengesetzten Pol zu liegen kommen. Die Schlupfrate von Hühnerküken beträgt bei dieser Fehllage ca. 50 %. Das Auftreten dieser Problematik wird zu einem gewissen Anteil auf die Position des Eies während der Inkubation und auf niedrige Temperaturen im Brutapparat zurückgeführt. Die rechtzeitige Erkennung und eine entsprechende Eröffnung der Eischale, welche dem Küken erlaubt zu atmen, kann helfen, die embryonale Mortalität zu reduzieren. Embryonen mit dieser Fehllage zeigen häufig eine anormale Silhouette im Rahmen des Schierens, gelangen nicht in die Luftkammer und weisen reduzierte Bewegungen und Lautäußerungen auf (Tully, 1996).

Bei einer anderen Art von Fehllage kommt der Kopf zwischen den Schenkeln zu liegen, die Küken rotieren ihren Kopf nicht auf die rechte Seite. Eine zu hohe Temperatur während der Inkubation wird hierbei als einer der möglichen Faktoren angenommen, welcher das Auftreten dieser Fehllagen begünstigt. Die frühe Erkennung und sachgemäße Schlupfhilfe, bei welcher eine Luftöffnung in die Schale erfolgen sollte, erlaubt dem Küken zu atmen, sodass dieses unter Umständen normal schlüpfen kann (Tully, 1996).

Eine frühzeitige Identifikation solcher Fehllagen in Straußeneiern ist nur durch sehr viel Erfahrung möglich, welche im Rahmen des regelmäßigen Schierens und Eröffnens nicht geschlüpfter Eier erworben wird (Tully, 1996).

### 17.2. Mineralisation der Nieren

Eine renale Mineralisation wird gelegentlich bei Küken und Embryonen im Rahmen der Sektion festgestellt. Mineralische oder kristalline Ablagerungen enthalten häufig Calcium oder Harnsäure. Als Ursachen werden bei Küken eine Hypervitaminose D<sub>3</sub> und bei Embryonen eine inkubationsbedingte Dehydratation, welche zu einer Akkumulation von Uraten in den Nierentubuli führt, angenommen. Es ist allerdings möglich, dass andere Faktoren unterstützend einwirken. Eine Hypovitaminose A kann Ursache renaler Erkrankungen sowie einer Hyperurikämie bei immaturren Hühnern sein, sie konnte bisher jedoch nicht mit einer renalen Kalzifikation bei Ratiten in Verbindung gebracht werden (Tully, 1996).

Harnsäure wird aktiv in die Tubuli der Nieren sezerniert, unabhängig von dem Hydratationszustand des Vogels oder Embryos. Daher führt eine Dehydratation verbunden

mit einer inadäquaten Durchflussrate zu einer Akkumulation von Uraten in der renalen Tubuli der Nieren der betroffenen Küken. Dies kann zu einer Obstruktion und in deren Folge zu einer mechanisch induzierten tubulären Nekrose führen. Ablagerungen von Mineralstoffen in der Niere und anderen Weichteilgeweben stellen sich in der Sektion als viszerale Gicht dar. Dystrophische Calciumablagerungen sind nicht mit einer durch eine Dehydratation verursachte Funktionsstörung der Nieren assoziiert. Eine genaue Beurteilung der Brutaufzeichnung hinsichtlich des Gewichtsverlustes der Eier kann darauf hinweisen, ob eine Dehydratation eine mögliche Ursache für eine Mineralisation der Niere oder andere Weichteilgewebe von Embryonen oder schwachen Küken, welche während der frühen Phase nach dem Schlupf sterben, sein könnte (Tully, 1996)

### **17.3. Deformationen des Halses zum Zeitpunkt des Schlupfes**

Ein Torticollis wird sporadisch bei frisch geschlüpften Laufvogelküken beobachtet. Er tritt am häufigsten bei Emus auf, obwohl auch Afrikanische Strauße, Nandus und Kasuare betroffen sein können. Die Ursachen können vielseitig sein, werden prinzipiell jedoch mit Muskel- und Sehnenschäden und weniger mit primären zentralnervösen Störungen in Verbindung gebracht. Eine Hypovitaminose E und ein Defizit an Selen, Teratogene im Ei, Imbalancen des Spurenelement- und Mineralstoffhaushaltes oder Defizite in der Ration der Henne, ein exzessives Handling oder Wenden der Eier im Brutapparat und die Entwicklung von Abnormitäten des Skelettsystems werden alle als potentielle Grundursachen diskutiert. Obwohl betroffene Küken schwerwiegende Deformationen aufweisen können, sprechen viele Tiere auf eine konservative Therapie mittels Splintverband sowie einer Vitamin- und Mineralstoffsupplementation an. Zudem sollte eine genaue Abklärung der Ursache erfolgen, um das Management anpassen und das Auftreten solcher Deformationen des Halses reduzieren zu können (Tully, 1996).

### **17.4. Tumbling chick syndrome**

Das sogenannte „tumbling chick syndrome“ wird häufig bei Emus beobachtet, dies unterscheidet sich von einem Torticollis insofern, dass die Vögel ihren Kopf konstant biegen und häufig auf ihren Rücken rollen. In Aufregungssituationen oder bei Stimulation wird das Verhalten mehr betont als in Ruhe. Die Ätiologie konnte bisher nicht geklärt werden, obwohl es Hinweise darauf gibt, dass pränatale nutritive Defizite wie beispielsweise eine Hypovitaminose B und E sowie ein zu geringer Gehalt an Selen und Kupfer die auslösenden Faktoren darstellen können. Aber auch Hypoxie, Septikämie und eine bakterielle Omphalitis werden als potentielle Ursachen diskutiert. Ein Großteil der Küken entwickelt sich nach einigen Tagen normal, nur wenige Tiere stehen daher in der Regel für eine pathologische

und histologische Untersuchung zur Verfügung. Sehr stark betroffene Küken bedürfen unter Umständen einer parenteralen Supplementation mit Vitaminen oder einer antibiotisch wirksamen Therapie. Tritt die klinische Symptomatik in einer signifikanten Frequenz auf, sollte dies als einen Indikator für ein Management-induziertes Problem bewertet und eine mögliche zugrunde liegende Ursache ermittelt werden (Tully, 1996).

#### **17.4. Osteochondrosis dissecans**

Eine Osteochondrosis dissecans wurde bereits in allen Gelenken der Ständer von Afrikanischen Straußen und Emus beschrieben (Gilsleider, 1994). Auch subchondralen Knochenzyste können auftreten, die primär zugrunde liegende Ätiologie und die relative Inzidenz dieser Erkrankung konnte bisher noch nicht geklärt werden (Tully, 1996).

#### **17.5. Verkrümmungen der Zehen**

Eine Verkrümmung der Zehen tritt regelmäßig bei Afrikanischen Straußen auf, bei Emus und Nandus wird das Krankheitsbild nicht in dieser Häufigkeit gesehen (Steward, 1994; Gilsleider, 1994). Die Deformation resultiert aus einer Rotationsinstabilität der interphalangealen Gelenke, diese führt meist zu einer medialen Rotation der Zehenspitze. Bei sehr stark betroffenen Tieren können Subluxationen der interphalangealen oder metatarsophalangealen Gelenken auftreten. Ursächlich werden Fütterungsfehler, eine fehlerhafte Inkubation sowie genetische Ursachen diskutiert (Steward, 1994), auch ungeeignetes Substrat oder ein Bewegungsmangel kann mit der Problematik in Verbindung stehen. Eine Paralyse der gerollten Zehen aufgrund eines Riboflavin-Mangels, wie sie bei anderen kommerziell genutzten Geflügelarten beobachtet wurde, konnte bei Ratiten bisher nicht nachgewiesen werden (Gilsleider, 1994). Therapeutisch kann ein korrigierender Splintverband angelegt werden, in schwerwiegenderen Fällen kann eine chirurgische Korrektur mittel cross-pins nötig sein (Honnas, 1993). Subluxationen der metatarsophalangealen Gelenke weisen hierbei eine deutlich schlechtere Prognose auf als jene der interphalangealen Gelenke.

#### **17.6. Slipped Tendons**

„Slipped Tendons“, also ein Abrutschen der Sehnen tritt bei allen Laufvogelspezies auf, jedoch sind Afrikanische Strauße und Emus am häufigsten betroffen. Hierbei erfolgt eine Dislokation der Sehne des M. gastrocnemius lateral seiner physiologischen anatomischen Position zwischen den Kondylen des distalen Tibiotarsus und des proximalen Tarsometatarsus. Das netzartige Gewebe, welches die Position der Sehne aufrechterhält,

reißt zumeist auf der medialen Seite des Gelenkes aus, dies erlaubt eine laterale Dislokation der Sehne (Tully, 1996). Vögel mit einer solchen Erkrankung sind nicht in der Lage sicher zu stehen, das Bein wird meist lateral ausgestellt. Die Problematik tritt vor allem bei Küken auf, obwohl ein unilaterales Abrutschen der Gastrocnemius-Sehne auch bei juvenilen und subadulten Tieren zu finden sein kann. Die Ursachen umfassen genetische Prädispositionen, Fehlernährung sowie ungeeignetes Substrat (Steward, 1994). Auch Traumata können in einem Abrutschen der Sehne bei subadulten oder adipösen Tieren resultieren. Mangan-, Kupfer-, Biotin- und Cholinmangel können eine Chondrodystrophie des distalen Tibiotarsus und des proximalen Tarsometatarsus bei Hühnern und Puten hervorrufen, welche in einer Dislokation der Sehne durch eine Deformation des Sprunggelenkes resultieren (Tully, 1996).

Eine konservative Therapie mit einem korrigierenden Verband, welcher die Sehne in ihrer anatomisch korrekten Position hält, jedoch einen normalen Bewegungsablauf für das Tier ermöglicht, ist in der Regel nicht zielführend (Gilsleider, 1994). Eine chirurgische Wiederherstellung der Integrität des netzartigen Gewebes kann versucht werden (Honnas, 1993), ist jedoch auch die Gelenkkapsel betroffen oder treten bereits Dekubitusstellen auf, ist von einer äußerst vorsichtigen Prognose auszugehen.

### **17.7. Prolaps der Kloake**

Ein Prolaps der Kloake wird öfter bei Straußenküken diagnostiziert, kann jedoch auch bei Emus auftreten (Vorster, 1984). Das prolabierte Gewebe sollte vorsichtig reponiert und vorübergehend eine Tabaksbeutelnaht angebracht werden, um einen erneuten Prolaps zu verhindern. Der Einsatz eines antiinflammatorisch wirkenden Präparates kann sinnvoll sein, um eine Schwellung und Ödematisierung des betroffenen Gewebes zu reduzieren. Junge männliche Tiere können im Rahmen eines chronischen Prolapses der Kloake ein mechanisches Trauma des Phallus erleiden, dies kann zu einer potentiellen Beeinträchtigung der zukünftigen Zuchtleistung führen.

### **17.8. Erkrankungen des Herz-Kreislauf-Systems**

Eine Ruptur der Aorta wird vereinzelt bei Ratiten gesehen und teilweise mit einem nutritiven Kupferdefizit in Verbindung gebracht (Vanhooser, 1994). Der Tod trat in diesen Fällen perakut ein, es konnten profunde Hämorrhagien ohne eine vorherige Symptomatik nachgewiesen werden. Die Kupfergehalte der Leber betragen durchschnittlich 3,3ppm bei einer Spanne von 2,0 bis 5,0 ppm. Diese werden als zu niedrig eingestuft, vergleichsweise konnte bei der Untersuchung von einigen Tieren, welche aufgrund anderer Ursachen

verstorben waren, ein Kupfergehalt von 8,8 ppm bestimmt werden. Jungtiere in einem Alter von 6 bis 12 Monate scheinen am meisten betroffen (Tully, 1996).

### 17.9. Ernährungsfehler

Eine **zu intensive Fütterung** kann zu einer Anlagerung großer Mengen an Fett unter der Haut und im Abdomen führen. Werden solche Tiere zur Zucht genutzt, weisen sie in der Regel eine deutlich reduzierte Reproduktionsrate auf. Zudem leiden solche überfütterte Tiere häufig an einem Mangel an Bewegung, dies kann zu plötzlichen Todesfällen aufgrund einer Ruptur der Aorta führen (Mitchinson und Keymer, 1997).

Ein **Mangel an Calcium und Phosphor** in der Ration kann zu einer Entwicklung weicher Knochen führen, deren Folge frequente und multiple Frakturen sein können (Cooper, 1994). Dies kann beispielsweise durch die Aufzucht von Küken mit einem Masthähnchenfutter entstehen, aber auch Küken, welche mit einer adäquaten Ration aufgezogen werden, können aufgrund einer Enteritis, welche die Absorption dieser beiden Mineralstoffe beeinträchtigt, eine solche Symptomatik aufweisen. Die klinische Symptomatik kann sich bei diesen Tieren auch an einer Deformation des Schnabels äußern (Huchzermeyer, 1999). Auch Rachitis ist eine klinische Form dieses Komplexes, hier kann aber ebenso ein Mangel an Vitamin D<sub>3</sub> ursächlich sein. In einigen Fällen kann auch eine Deformation des Brustkorbes diagnostiziert werden (Huchzermeyer, 1998). Vor allem Tiere, welche für einen Teil des Jahres in kompletter Stallhaltung untergebracht werden, sind anfällig für diese Erkrankung (Huchzermeyer, 1999).

**Defizite an Vitamin E und / oder Selen** können eine Degeneration von Muskeln verursachen, dies wird häufig auch als „white muscle disease“ bezeichnet und resultiert in einer Unfähigkeit zu stehen oder sich zu bewegen (van Heerden et al, 1983). Differentialdiagnostisch müssen hier Ursachen wie Stasen des Magen-Darm-Traktes, Obstipationen, Verletzungen, Myopathien oder Botulismus abgeklärt werden. Auch ein Festliegen über einen längeren Zeitraum kann zu einer Degeneration der Beinmuskulatur führen. Die Diagnosestellung erfolgt über die histopathologische Untersuchung von Muskelgewebe, hierbei sollte vor allem auch der Herzmuskel untersucht werden. Therapeutisch empfiehlt sich die Supplementation von Vitamin E und Selen, zudem kann bei jungen Tieren eine belastungsarme Physiotherapie in einem Geschirr oder in Wasser unterstützend versucht werden (Huchzermeyer, 1998).

Strauße, welche mit einer reinen Getreideration und ohne eine Supplementation an Vitaminen gefüttert werden, können eine Hypovitaminose B entwickeln, welche sich hauptsächlich auf die Haut im Bereich des Kopfes auswirkt. Zu den klinischen Symptomen

zählen ein reduziertes Wachstum sowie krustige Veränderungen der Augenlider und in den Schnabelwinkeln (Foggin, 1992a).

#### 17.10. Häufige Nebenwirkungen eingesetzter Agentien

Alle oral angewendeten Antibiotika können die intestinale Bakterienflora zerstören und das behandelte Tier hierdurch für eine Enteritis und damit verbundene Erkrankungen prädisponieren. Eine Überdosierung mit **Furazolidonen** kann zudem zentralnervöse Symptome hervorrufen (Foggin, 1992a). Auch bei **Lincomycin**, **Dynamulin**, **Streptomycin** und **Colistin** handelt es sich um antibakteriell wirkende Stoffe, welche toxische Effekte auf Strauße aufweisen können (Huchzermeyer, 1994; Huchzermeyer, 1998). **Ionophore**, welche häufig als Kokzidiostatika verwendet werden, können Ataxien, Paralysen und Todesfälle verursachen, ihre Anwendung in Futtermitteln sollten daher vermieden werden (Gregory, 1992). **Morantel**, ein bei Schafen und Rindern häufig genutztes Anthelmintikum kann bei Straußen ernsthafte Todesfälle verursachen (Huchzermeyer, 1994; Huchzermeyer, 1998). Hexachlorcyclohexa (Lindan) ist extrem toxisch für Ratiten, sogar in Verdünnungen, welche für andere Nutztiere empfohlen werden (Jensen, 1992). Überdosierungen mit Selen, welche mit der Intention eingesetzt werden, einer nutritiven Muskeldystrophie vorzubeugen, können hohe Mortalitäten bei Straußenküken hervorrufen. Auch **Rattengifte** stellen eine immense Gefahr für Ratiten dar, da sie aus Versehen von diesen aufgenommen werden können. Sie enthalten in der Regel das Antikoagulant Warfarin, betroffene Tiere werden somnolent und weisen blasse Häute und Schleimhäute mit subkutanen Hämorrhagien auf. Als Antidot kann hier eine Gabe von Vitamin K versucht werden (Huchzermeyer, 1994; Huchzermeyer, 1998).

#### 17.11. Fütterungsbedingte Intoxikationen

**Clostridium botulinum** kann in den Körpern toter Tiere gefunden werden, schlucken Strauße kleine Knochen ab um ihren Mineralstoffbedarf zu decken oder nehmen sie mit ihrem Heu oder ihrer Silage eine tote Maus auf, so können sie dem Toxin, welches von *C. botulinum* produziert wird, ausgesetzt sein. Dies kann zu Lähmungen und Todesfällen führen, wobei solche Vögel in der Regel eine vollständige Paralyse aufweisen, unfähig ihren Kopf oder Hals zu bewegen (Huchzermeyer, 1999). Eine Identifikation des Toxins kann über das Serum der Tiere erfolgen und abhängig von dessen Art mittels eines spezifischen Antitoxins therapiert werden (Allwright, 1994b).

Ratiten zeigen eine hohe Resistenz gegenüber erhöhten **Salzmengen** (NaCl), dies gilt jedoch nur, wenn den Tieren uneingeschränkter Zugang zu Wasser gewährt wird. Die

klinische Symptomatik umfasst Somnolenz bis hin zu Todesfällen mit Nephrosen und einer Viszeralgicht (Huchzermeyer, 1998).

**Mykotoxine**, wie z.B. Sporodesmin und Aflatoxin, können in verschimmeltem Futter enthalten sein. Die Ingestion kann zu Hepatopathien führen, betroffene Vögel weisen oft eine grüne bis gelblich verfärbte Harnsäure auf (Foggin, 1992a; Scheideler, 1997). Zudem können sie die Ursache einer erhöhten Photosensivität sein und das Immunsystem supprimieren, hierdurch steigt die Anfälligkeit für Infektionen deutlich an (Huchzermeyer, 1994).

Ratiten meiden unter normalen Umständen **Giftpflanzen**, jedoch können sie aufgrund stressauslösender Faktoren in ihrem physiologischen Futteraufnahmeverhalten gestört werden, dies kann auch die Ingestion von Pflanzen beinhalten, welche normalerweise gemieden werden (Huchzermeyer, 1999). So gibt es Fallberichte, bei denen Petersilie eine erhöhte Photosensitivität bei Straußen verursachte (Perelman, 1988). Die Ingestion von Avocadoblättern kann zu Todesfällen führen, die betroffenen Tiere weisen häufig epikardiale Ödeme und eine Degeneration und Nekrose des Myokardes auf (Burger, 1993). Werden große Mengen an Eicheln aufgenommen, kann dies zu schwerwiegenden Enteritiden führen (Robertson, 1911).

#### 17.12. weitere nichtinfektiöse Erkrankungen

Obwohl es sich bei den Ratiten um Laufvögel handelt, können diese unter bestimmten Umständen **Überanstrengungen** oder **Fangmyopathien** der Beinmuskulatur entwickeln, häufig z.B. nachdem sie von Hunden gejagt wurden (van Heerden, 1977). Diese Fälle ähneln jenen einer nutritiven Muskeldystrophie, es ist daher von Bedeutung, anamnestisch eine vor kurzem erfolgte Überanstrengung, teilweise auch kombiniert mit anderen Verletzungen, abzuklären. Die festliegenden Tiere benötigen eine vorsichtige Physiotherapie, diese sollte mehrfach täglich, am besten in einem entsprechend geeigneten Geschirr oder in Wasser durchgeführt werden (Huchzermeyer, 1998).

Bei einer **Arthritis** handelt es sich um einen entzündlichen Prozess der Gelenke, sie kann entweder durch eine direkte Verletzung, aber auch durch die Lokalisation einer Infektion nach einer Septikämie entstehen. In beiden Fällen zeigen die Tiere eine Lahmheit, das betroffene Gelenk weist eine deutlich sichtbare Schwellung auf. Die Therapie einer solchen Arthritis kann sich als schwierig erweisen; da die Vögel nicht allein auf einem Ständer stehen können, müssen schwerwiegend betroffene Tiere häufig gekeult werden (Huchzermeyer, 1998).

**Injektionen reizender Substanzen** (z.B. bestimmter Antibiotika) in die Muskulatur des Ständers können schwerwiegende inflammatorische Reaktionen hervorrufen, dies kann

einen Verwurf der entsprechenden Körperpartie oder sogar des ganzen Tierkörpers am Schlachthof bedingen. Um dies zu vermeiden, sollten alle intramuskulären Injektionen in die Oberarmmuskulatur erfolgen (Huchzermeyer, 1998).

**Subkutane Emphyseme** im Bereich des Halses werden durch eine Ruptur des Klavikularluftsackes verursacht, diese ist in der Regel traumatisch bedingt. Mithilfe einer kleinen Inzision in der Haut des Halses kann die Luft entweichen, diese sollte offen gehalten werden, bis der Luftsack sich von selbst verschlossen hat (Huchzermeyer, 1994; Huchzermeyer, 1998).

Eine **Intussuszeption** des Darmes kann durch eine gestörte Peristaltik als Folge einer plötzlichen Futterumstellung oder einer Cryptosporidien-Infektion hervorgerufen werden. Auch eine **Torsion** kann auf einen zu rapiden Futterwechsel zurückgeführt werden, jedoch kommt hier ebenso eine frequentes Stolpern und Fallen von Küken als Ursache in Frage. In beiden Fällen handelt es sich um ernsthafte Erkrankungen, die Tiere versterben innerhalb kürzester Zeit. Ein chirurgischer Eingriff zur Behebung des Zustandes kann versucht werden, jedoch ist die Prognose äußerst vorsichtig (Huchzermeyer, 1998).

Während der Brutsaison kann der Phallus der männlichen Tiere in manchen Fällen über einen längeren Zeitraum ausgeschachtet bleiben, hierdurch kann er geschädigt werden oder konstant prolabieren. Extreme Witterungsumschwünge, vor allem kalte Wetterlagen, können diese Symptomatik verursachen (Hicks, 1992). Ein Zuchthahn, welcher einen solchen **Phallusprolaps** aufweist, sollte von seinen Hennen separiert werden, eventuell vorhandene Verletzungen müssen gereinigt und desinfiziert werden. Zudem sollte das betroffene Tier bei einer gleichmäßigen, warmen Temperatur aufgestellt werden, häufig reichen diese unterstützenden Maßnahmen bereits aus, damit sich der Prolaps von selbst reponiert. Sollte dies nicht der Fall sein, kann das ödematisierte Gewebe durch die Applikation von Dimethyl-Sulphoxid- oder Terramycin-Puder zum Abschwellen gebracht und anschließend manuell reponiert werden. Die Kloake kann dann mittels einer Tabaksbeutelnaht vorübergehend verengt werden, um einem erneuten Prolaps vorzubeugen (Aarons, 1995).

## 18. Infektionserkrankungen

### 18.1. Bakterielle Erkrankungen

#### 18.1.1. Salmonellose

Bisher wurde eine Vielzahl an Salmonellenspezies bei Emus, Nandus und Afrikanischen Straußen isoliert (Tully, 1996).

#### Übertragung

Salmonellen können sowohl direkt über den Kontakt mit klinisch unauffälligen Trägertieren und deren Ausscheidungen sowie indirekt über kontaminierte Gegenstände, Stallungen oder Ausläufe übertragen werden. Auch eine vertikale Infektion über mit Kot kontaminierten Eiern ist möglich, ebenso wie eine transovariable Infektion des Embryos (Tully, 1996).

#### Epidemiologie

Da Salmonellen ubiquitär vorkommen und über einen langen Zeitraum im Boden persistieren können, kann eine Infektion Tierverluste sowohl bei der Brut wie auch während der Aufzuchtphase hervorrufen. Betroffene Tiere können klinisch unauffällige Träger bleiben, welche sowohl Partnertiere infizieren wie auch die Umgebung kontaminieren können. Wildvögel, Schadinsekten sowie andere Säugetiere dienen als Reservoir für Salmonellen, daher sind strikte Hygienemaßnahmen das wirkungsvollste Mittel, um die Gefahr einer Einschleppung zu minimieren. Defizite vor allem bei der Bruthygiene, welche zu einer Kontamination von Eiern führen, können die Transmission einer Salmonellose begünstigen (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

Eine Salmonellose sollte stets in Fällen mit erhöhter Embryonalsterblichkeit und ansteigenden Mortalitätsraten kurz nach dem Schlupf in Betracht gezogen werden. Die klinische Symptomatik bei infizierten Jungtieren ebenso wie Adulten kann Apathie und Diarrhö beinhalten, die Tiere können jedoch auch ohne vorherige Anzeichen akut versterben. Ein spezifisches klinisches Krankheitsbild besteht bei Salmonellosen nicht (Tully, 1996).

#### Sektion

Küken können eine Omphalitis, eine Vergrößerung von Leber und Milz sowie eine generelle vaskuläre Kongestion aufweisen, in fortgeschrittenen Fällen können zudem Hinweise auf eine Enteritis gefunden werden. Pathognomonische Veränderungen bedingt durch eine Salmonellose gibt es jedoch nicht (Tully, 1996).

### Diagnose

Die Diagnosestellung erfolgt mittels Anreicherung und nachfolgender bakteriologischer Anzucht (Tully, 1996).

### Therapie

Küken mit einer intestinalen oder systemischen Salmonellose sollten isoliert und mit einer unterstützenden Therapie abgedeckt werden. Der Einsatz von Chinolonen kann klinische Symptome unterdrücken und die Mortalität innerhalb der Herde senken, jedoch bleiben die betroffenen Tiere chronische Träger, welche wiederum andere Artgenossen infizieren und zu einer Ausbreitung der Salmonellose beitragen können (Tully, 1996).

### Prävention

Ein routinemäßiges Screening bei allen Neuzugängen während der Quarantäne kann die Gefahr eines Eintrages von Salmonellen in einen Bestand deutlich verringern. Dies kann mittels PCR-Untersuchung, für welche nur die Entnahme eines Kloakentupfers notwendig ist, durchgeführt werden. Zudem können regelmäßige mikrobiologische Untersuchungen von Brutapparaten, Futter- sowie Bodenproben dabei helfen, die im Betrieb angewandten Hygienemaßnahmen zu überprüfen (Tully, 1996).

#### 18.1.2. Rotlauf

Rotlauf wurde bisher in einigen Emu-Herden, in denen vermehrt akute Todesfälle auftraten, nachgewiesen. Der Erreger ist in einigen Ländern bei lebensmittelliefernden Tieren weit verbreitet, kommt aber auch bei Rassegeflügel, Wasservögeln, Wachteln sowie Ziervögel vor. Bei einer Human-Infektion tritt Cellulitis an der Eintrittsstelle, bei schwerwiegenden Fällen auch eine generalisierte Septikämie auf (Tully, 1996).

### Übertragung

Die Infektion erfolgt über die orale Aufnahme des Erregers in kontaminierten Ausläufen. Empfängliche Tiere können sich auch über kleinste Hautläsionen durch Umzäunungen oder Verletzungen durch Partnertiere infizieren (Tully, 1996).

### Epidemiologie

Wildvögel und Würmer können Ausläufe und Futterstellen kontaminieren und so zu einer Aufnahme des Pathogenes führen. Der Erreger kann über mehrere Monate in biologischem Material überleben, betroffene Farmen verzeichnen sporadisch Verluste bei empfänglichen Tieren (Tully, 1996).

### Klinische Symptomatik

In der Regel sind perakute Todesfälle zu verzeichnen, jedoch können diesen in Einzelfällen kurze Phasen mit Apathie vorausgehen (Tully, 1996).

### Sektion

Die Befunde umfassen meist eine generalisierte Septikämie charakterisiert durch eine Vergrößerung von Milz und Leber sowie einer Kongestion der großen Blutgefäße. Gelegentlich können Petechien in der Serosa der viszeralen Organe gefunden werden (Tully, 1996).

### Diagnose

Die Isolation und Identifikation des Erregers erfolgt aus Herzblut oder Milz- sowie Lebergewebe (Tully, 1996).

### Therapie

Penicilline oder Chinolone, intramuskulär verabreicht, stellen das Mittel der Wahl dar (Tully, 1996).

### Prävention

Tully et al. empfiehlt für Betriebe, bei denen in der Vergangenheit Fälle von Rotlauf auftraten, den Einsatz von kommerziellen inaktivierten Vakzinen für Puten auf Aluminiumhydroxid-Basis. Hierbei sind die für das jeweilige Land geltenden gesetzlichen Bestimmungen bezüglich der Umwidmung von Impfstoffen zu beachten. Strauße und Emus betroffener Farmen sollten eine erste Dosis im Alter von 6 Wochen subkutan in die Dorsalseite des Nackens sowie eine zweite Impfung im Alter von 20 bis 40 Wochen erhalten. Eine jährliche Boosterimpfung vor Beginn der Brutsaison wird empfohlen. Unerwünschte Nebenwirkungen bei dem Einsatz der genannten Vakzine wurden bisher nicht beobachtet (Tully, 1996).

#### 18.1.3. Colibacellose

Diverse Serotypen von *Escherichia coli* sind sowohl in der Umwelt wie auch in domestizierten Säugetieren und Vögeln verbreitet. Generell ist diese Bakterienspezies als ein opportunistischer Erreger anzusehen, nur wenige Serotypen sind primär pathogen für Menschen, Geflügel sowie andere domestizierte Tierarten. *E. coli* stellt einen normalen Bestandteil der physiologischen Darmflora bei Vögeln dar (Tully, 1996).

### Übertragung

Trinkwasser mit erhöhtem Gehalt an *E. coli* tritt häufig auf, wenn dieses aus Brunnen oder Quellen gewonnen wird. Eine Übertragung des Erregers durch fäkale Kontamination der Eischalen und Defiziten im Hygienemanagement können in einer kongenitalen Omphalitis resultieren. Zudem kann kontaminiertes Wasser, vor allem nach einer Exposition gegenüber immunsuppressiven Infektionen, Mykotoxinen oder umweltbedingtem Stress, zu einer generalisierten Septikämie führen (Tully, 1996).

### Klinische Symptomatik

Betroffene Tiere sind apathisch, drängen sich zusammen und verweigern eine Aufnahme von Futter und Wasser. Im Rahmen einer Omphalitis kann ein vergrößerter Dottersack, welcher ein stark visköses und häufig auch übel riechendes Exsudat enthält, diagnostiziert werden.

Eine mit *E. coli* assoziierte Peritonitis tritt meist nach der Aufnahme von Fremdkörpern auf, wenn diese den Drüsenmagen von Straußen oder den Muskelmagen oder Darm von Emus penetrieren. Sie ist durch ein fibrinöses Exsudat und bei chronischen Fällen durch die Adhäsion des Peritoneums mit der Serosa der Eingeweide charakterisiert. Nach Ausbreitung des Geschehens von der Primärläsion kann hieraus auch eine Aerosacculitis entstehen.

Durch *E. coli* verursachte Septikämien sind bei Jungtieren ebenso wie bei Adulten durch eine Vergrößerung von Milz und Leber sowie einer generalisierten venösen Kongestion charakterisiert. Bei immaturren Emus konnte der Erreger auch mit Nekrotisierenden Enteritiden in Verbindung gebracht werden. Zudem kann er gelegentlich aus dem Oviduct zuchtreifer Hennen isoliert werden, eine entsprechende Salpingitis, wie sie bei Legehennen häufig gefunden wird, konnte bei Ratiten bisher jedoch nicht diagnostiziert werden (Tully, 1996).

### Diagnose

Die Diagnosestellung erfolgt mittels kultureller Anzucht des Erregers (Tully, 1996).

### Therapie

Die Wahl des zu verwendenden Antibiotikums sollte stets unter Berücksichtigung eines entsprechenden Antibiogramms erfolgen (Tully, 1996).

### Prävention

Trinkwasser kann mit Chlorzusätzen von 1-2 ppm angereichert und der Keimstatus durch regelmäßige bakteriologische Untersuchungen überprüft werden (Tully, 1996).

#### 18.1.4. Omphalitis

Omphalitiden können durch eine Vielzahl an Erregern ausgelöst werden. Häufig sind neben *E. coli* auch Infektionen mit *Pseudomonas sp.*, *Klebsiella sp.*, *Proteus sp.*, *Salmonella sp.* und *Citrobacter sp.*, diese können eine erhöhte embryonale Mortalität, neonatale Todesfälle sowie eine reduzierte Vitalität der Küken hervorrufen (Tully, 1996).

#### Diagnose

Die Isolation und Identifikation des Erregers erfolgt in der Regel aus Proben des Dottersackes, der Nachweis von *E. coli* mithilfe von Kloakentupfern hingegen ist unspezifisch (Tully, 1996).

#### Therapie

Bei Infektionen mit *E. coli* sollte die Wahl des einzusetzenden Medikamentes entsprechend dem Ergebnis des AntibioGRAMMS erfolgen. Die Behandlung einer Omphalitis ist jedoch generell unproduktiv, da die überlebenden Tiere meist kümmerer sind (Tully, 1996).

#### Prävention

Vorsichtiges Handling der Bruteier, eine entsprechende Bruthygiene sowie Dekontamination des Brutapparates und der Kükenabteile stellen die wichtigsten Präventionsmaßnahmen dar (Tully, 1996).

#### 18.1.5. Mycobacteriosen

*Mycobacterium avium* wurde bei Straußen und Emus in den USA und bei Straußen in Kanada isoliert (Shane, 1993), der Erreger konnte sowohl bei Tieren aus Zoos wie auch bei solchen aus kommerziellen Betrieben isoliert werden. Die aviäre Tuberkulose ist in Zier- und Rassegeflügel weit verbreitet, immunsupprimierte Menschen sind empfänglich für *M. avium* (Tully, 1996).

#### Übertragung

Infizierte Ratiten dienen als Carrier-Tiere, sie scheiden die Organismen über ihren Kot aus, Hobbygeflügel und Wildvögel stellen das Reservoir dieses Erregers dar. Kontaminierte Kleidung, Gerätschaften und Transporter können die Infektion verbreiten. Mykobakterien können mehr als 12 Monate im Erdboden der Ausläufe überlebensfähig bleiben (Tully, 1996).

### Epidemiologie

Ein ausgedehnter Handel mit Emus, Straußen und Nandus, Zusammenstellungen von Gruppen mit Tieren unterschiedlichen Alters, welche einen frequenten Zugang neuer Vögel mit sich bringen, unkontrollierter Personenverkehr und Defizite in der Biosicherheit können die Verbreitung des Erregers fördern (Tully, 1996).

### Klinische Symptomatik

Im Gegensatz zu anderen Geflügelarten, bei denen eine Kachexie durch die Atrophie der Pectoralmuskulatur erfasst werden kann, ist ein Gewichtsverlust bei Ratiten sehr viel schwerer zu detektieren. Ein Teil der Fälle, bei denen Mykobakterien nachgewiesen werden konnten, zeigten einen Prolaps des terminalen Intestinaltraktes (Tully, 1996).

### Sektion

Auf der Pleura, dem Mesenterium, der intestinalen Serosa und dem Peritoneum können charakteristische Granulome gefunden werden, zudem treten häufig eine Splenomegalie sowie eine Hepatopathie auf. Unter Umständen können auch Granulome im Knochenmark des Tibiotarsus nachgewiesen werden (Tully, 1996).

### Diagnose

Die Diagnose kann durch den Nachweis säurefester Stäbchen im Kot oder verschiedenen Körpergeweben, welche mittels Biopsie oder im Rahmen der Sektion gewonnen werden, erfolgen (Tully, 1996). Hierzu kann die gewonnene Probe in Sputofluol angereichert und mittels Ziel-Neelsen-Färbung sichtbar gemacht werden. Auch ein direkter Nachweis der Mykobakterien per PCR ist möglich.

### Therapie

Eine Therapie wird nicht empfohlen.

### Prävention

Die Erhaltung möglichst geschlossener Bestände sowie eine Untersuchung neu erworbener Tiere während der Quarantänezeit und sorgsam durchgeführte Maßnahmen zur Biosicherheit können helfen, die Einschleppungsgefahr dieser Erreger zu minimieren (Tully, 1996).

### 18.1.6. Chlamydiose

*Chlamydia psittaci* ist ein weitverbreitetes, obligatorisch intrazellulär vorkommendes Pathogen, welches bei einer großen Anzahl domestizierter und wildlebender Vogel- und Säugetierarten vorkommt. Es kann auch Menschen infizieren, prädisponiert hierfür sind vor allem Personen mit Lungenerkrankungen oder einem supprimierten Immunsystem (Tully, 1996).

#### Übertragung

Bei der Chlamydiose handelt es sich um eine systemische Erkrankung aviärer Spezies. Die Übertragung erfolgt über akut infizierte Vögel ebenso wie über latente Trägertiere, die Infektion über die orale Aufnahme von Kot oder von Futter und Wasser, welches durch Exsudat betroffener Tiere kontaminiert wurde. Der Erreger ist auch auf den Menschen übertragbar (Tully, 1996).

#### Epidemiologie

Wildvögel, Ratiten und andere Spezies können als latent infizierte Träger fungieren und den Erreger intermittierend ausscheiden ohne klinisch auffällig zu werden (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

Die betroffenen Tiere zeigen vor ihrem Tod über eine kurze Periode Apathie sowie Augenausfluss. In den meisten Fällen versterben sie jedoch perakut ohne vorherige klinische Anzeichen (Tully, 1996).

#### Sektion

Bei der pathologischen Untersuchung findet man in der Regel eine hochgradige Splenomegalie sowie eine moderate Hepatomegalie. In manchen Fällen können auch charakteristische Merkmale einer aviären Chlamydiose wie Peritonitis, Perikarditis und subepicardiale Hämorrhagien gefunden werden. Einzeltiere können eine fibrinöse Aerosacculitis sowie pulmonäre Kongestionen aufweisen (Tully, 1996).

#### Diagnose

Der Erreger kann mittels PCR detektiert werden, das hierfür benötigte Material wird mittels eines Dreifachtupfers aus Konjunktiva, Choane und Kloake gewonnen (Tully, 1996).

#### Therapie

Einzeltiere können mit Doxycyclin behandelt werden, hierbei ist zu beachten, dass die Halbwertszeit bei oraler Applikation deutlich geringer ist als bei intramuskulären Injektionen,

jedoch aufgrund der auftretenden hochgradigen Gewebereizungen eine genaue Abwägung der Verabreichungsform erfolgen sollte. Zur Therapie von Herden können Tetracycline in einer Dosierung von 400 g/t über das Futter verabreicht werden (Tully, 1996).

#### Prävention

Geschlossene Herden sowie hohe Standards hinsichtlich der Biosicherheit können den möglichen Eintrag einer Chlamydiose limitieren. Neuzugänge sollten stets eine ca. 8 Wochen umfassende Quarantäne durchlaufen. Während dieser Zeit können in einem Abstand von 30 Tagen zwei Antikörpertiter bestimmt werden, hierüber lässt sich feststellen, ob sich die Tiere bereits mit dem Erreger in Kontakt gekommen sind und Antikörper gegen das Pathogen gebildet haben. Eine Reduzierung des Wildvogelkontaktes wird empfohlen, ist jedoch bei der extensiven Haltungsförm der Ratiten nur schwer durchzusetzen (Tully, 1996).

#### 18.1.7. Clostridiose

Eine Vielzahl an Clostridienarten, unter ihnen auch *C. perfringens* und *C. colium*, wurden bisher aus dem Intestinaltrakt toter Strauße und gelegentlich auch Emus isoliert (Tully, 1996). Bei *C. perfringens* stellt hierbei einen Bestandteil der physiologischen Darmflora herbivorer Spezies, auch der Ratiten, dar (Odendaal, 1994). Eine Störung des Gleichgewichtes dieser intestinalen Flora, hervorgerufen durch eine plötzliche Futterumstellung, den Einsatz anthelmintisch wirksamer Präparate, aber auch anderer stress- und krankheitsbedingter Faktoren, kann eine Multiplikation dieses Erregers bewirken und zu einer Produktion entsprechender Toxine föhren. Hierbei sind die Toxine A, B und D die am häufigsten vorkommenden bei Clostridiosen der Ratiten (Huchzermeyer, 1994). Andere Clostridienarten, welche als Ursache von Erkrankungen bei Straußen nachgewiesen wurden, umfassen *C. chauvoei* (Lublin et al, 1993), *C. difficile* (Frazier, 1993), *C. sordelli* (Poonacha, 1997) und *C. colinum* (Jensen, 1992).

#### Übertragung

Clostridien sind gram-positive, sporenbildende Stäbchen, welche über einen langen Zeitraum in kontaminiertem Boden überleben können (Tully, 1996).

#### Epidemiologie

Für kommerziell genutzte Geflügelarten sind verschiedene Management- und futterbezogene Faktoren bekannt, welche eine Prädisposition für das Einsetzen der Erkrankung darstellen. Hierzu zählen unter anderem abrupte Futterwechsel, Hungerperioden, Stresssituationen während und nach einer Umstallung oder Transport

sowie bei Impfungen einer Herde. Bei Hühnern wird das Wachstum von *C. enteritis* häufig durch intestinale Infektionen, zum Beispiel mit Kokzidien, welche eine gastorintestinale Hypomotilität auslösen können, begünstigt. Die Aufnahme großer Mengen von Bodensubstrat, Einstreu oder ungeeignetem Futter kann einen Anstieg an *C. enteritis* im Darm junger Strauße fördern (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

In der Regel wird das Krankheitsgeschehen durch akute Todesfälle bestimmt, jedoch können vorher kurze Phasen mit Anorexie und Apathie auftreten (Tully, 1996).

#### Sektion

Die intestinalen Läsionen können von einer milden Hyperämie bis hin zu einer ausgeprägten pseudomembranösen Enteritis reichen. In fortgeschrittenen Fällen kann der Darm aufgebläht und das Lumen mit abgestorbenem Epithel und Exsudat vermischt mit Ingesta gefüllt sein. Zusätzlich können fokale Nekroseherde in der Leber vorgefunden werden (Tully, 1996).

#### Diagnose

Die Isolation und Diagnose von *Clostridium* spp. erfolgt durch die anaerobe Anzucht des Erregers (Tully, 1996).

#### Therapie

Zusätze von Zinkbacitracin in das Trinkwasser der Partnertiere können zu einer normalen Futteraufnahme und Aktivität führen (Tully, 1996).

#### Prävention

Hauptaugenmerk sollte bei der Elimination Management- und futterbedingter prädisponierender Faktoren liegen. Bei häufigeren Ausbrüchen einer nekrotisierenden Enteritis kann dem Futter versuchsweise Zinkbacitracin in einer Dosierung von 30g/t zugesetzt werden, um die Symptomatik zu reduzieren. Hierbei müssen zwingend die gesetzlichen Bestimmungen des jeweiligen Landes beachtet werden (Tully, 1996).

#### 18.1.8. Coryza contagiosa

*Hämophilus*-Arten wurden bisher bei Ausbrüchen von Rhinitis und Sinusitis in Straußenherden in Israel isoliert (Perelman, 1994), die Krankheit ist analog zu dem ansteckenden Geflügelschnupfen bei Hühnervögeln (Tully, 1996).

### Übertragung

*Hämophilus sp.* wird vor allem von klinisch infizierten oder genesenen Trägartieren verbreitet. Eine indirekte Infektion über kontaminierte Kleidung, Gegenstände sowie Futterbehälter ist möglich, die Übertragung innerhalb einer Herde erfolgt hauptsächlich über Futter- und Wasserbehälter (Tully, 1996).

### Epidemiologie

Ein erhöhtes Risiko besteht für Farmen mit häufigem Tierverkehr und wenn Ratiten zusammen mit anderen Geflügelarten gehalten werden. Der Erreger ist gegenüber Umweltbedingungen extrem anfällig und persistiert bei Abwesenheit eines entsprechenden Wirtes nicht länger als 24 Stunden in der Umgebung (Tully, 1996).

### Klinische Symptomatik

Betroffene Jungtiere zeigen einen erhöhten Tränenfluss sowie seropurulenten Exsudat aus den Nares. In fortgeschrittenen Fällen kann sich zudem eine hochgradige Sinusitis entwickeln (Tully, 1996).

### Sektion

Bei der pathologischen Untersuchung findet sich in der Regel eine seropurulente Sinusitis (Tully, 1996).

### Diagnose

Die Diagnosestellung erfolgt über die kulturelle Anzucht des Erregers oder mittels PCR (Tully, 1996).

### Therapie

Der Einsatz von Trimethoprim-Sulfonamiden oder Penicillindihydrostreptomycin unterdrückt klinische Symptome, jedoch können die Tiere stumme Träger des Erregers bleiben (Tully, 1996).

### Prävention

Entsprechende Biosicherheitsmaßnahmen, welche auch eine ausreichende Quarantäne von Neuzugängen beinhalten, sollten stets durchgeführt werden (Tully, 1996).

### 18.1.9. Bacillus anthracis

Infektionen mit *Bacillus anthracis* wurden bisher nur bei Straußen in Südafrika nachgewiesen (Tully, 1996).

#### bertragung

In der Regel erfolgt die Infektion über die orale Aufnahme von *Bacillus anthracis* in Form von Sporen, welche über eine gewisse Zeit in kontaminiertem Boden berleben können (Tully, 1996).

#### Epidemiologie

Ein erhöhtes Risiko besteht für Strauße, welche auf einem Gelände gehalten werden, in dem zuvor Rinder oder Pferde nach einer Infektion mit *Bacillus anthracis* verstorben sind (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

Der Krankheitsverlauf kann bei Straußen zwei verschiedenen Formen annehmen: perakute Todesfälle ohne vorherige klinische Anzeichen und das sogenannte „Anthrax-Fieber“, welches die Tiere ernsthaft schwächt, jedoch kann hier eine spontane Genesung erfolgen (Huchzermeyer, 1999). Beide Formen können simultan in derselben Herde auftreten (Theiler, 1912).

#### Sektion

Um eine Infektion mit *Bacillus anthracis* bei Tieren, welche nach perakuten Todesfällen zur Sektion eingesandt werden, ausschließen zu können, ist die Untersuchung eines Blutausstriches notwendig. Das hierfür verwendete Blut sollte aus einem peripheren Blutgefäß stammen. Postmortale Befunde können eine Vergrößerung von Milz und Leber sowie eine generalisierte venöse Kongestion beinhalten (Tully, 1996).

#### Diagnose

Charakteristisch sind die 3-6  $\mu\text{m}$  langen, nicht-sporulierten Stäbchen im Blutausstrich. Die Isolation und Identifikation des Erregers erfolgt aus der Leber, Milz und Blut (Tully, 1996).

#### Therapie

Keine (Tully, 1996).

#### Prävention

Strauße sollten nicht auf Betrieben gehalten werden, auf denen sich zuvor infizierte Tiere

befanden, Tierkörper sollten unschädlich beseitigt werden. Gesunde Kontakttiere sollten von der betroffenen Farm in eine geeignete Quarantäneunterbringung verbracht werden (Tully, 1996).

#### 18.1.10. Nekrotisierende Typhlitis der Nandus

Die Nekrotisierenden Typhlitis der Nandus wird durch eine Mischinfektion mit Spirochäten und zu den Flagellaten gehörenden Protozoen verursacht (Hanley, 1994). Die einzelnen Anteile der beiden Erreger am Krankheitsbild sind bisher ungeklärt, jedoch scheinen sie synergistische Effekte aufzuweisen (Tully, 1996).

#### Übertragung

In der Regel erfolgt eine Exponierung von Jungtieren durch die Aufnahme von kontaminiertem Futter oder Untergrundmaterial. Ähnlich zu Trichomonaden-Infektionen bei Columbiformes und Galliformes sind die meisten Tiere vermutlich chronisch infizierte Träger (Tully, 1996).

#### Epidemiologie

Betriebe mit verschiedenen Altersgruppen, eine hohe Besatzdichte sowie unzureichende Hygienemaßnahmen sind prädisponierend für die Nekrotisierende Typhlitis (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

Besonders junge Nandus ab einem Alter von 4 Wochen sind anfällig für eine entsprechende Infektion. Die Tiere können kurz vor ihrem Tod Apathie und Anorexie zeigen, wobei die Herdenmortalität bis zu 50% betragen kann, vor allem wenn verschiedene Altersgruppen gemeinsam aufgestallt werden (Tully, 1996).

#### Sektion

Eine Blähung der Blinddärme sowie des Kolons können ebenso gefunden werden wie fibronekrotische und pseudomembranöse Veränderungen der Mucosa der entsprechenden Darmabschnitte (Tully, 1996).

#### Diagnose

In der pathohistologischen Untersuchung können Erosionen und Ulzerationen der Mucosa sowie filamentartige Bakterien gefunden werden. Zudem können durch die Schiff'sche Probe ovale Protozoen sichtbar gemacht werden (Tully, 1996).

### Therapie

Mittel der Wahl ist die orale Therapie mit Metronidazol in Kombination mit parenteralen Gaben von Lincomycin um die Mortalitätsrate in betroffenen Herden zu reduzieren. (Tully, 1996). Die Anwendung von Metronidazol bei Lebensmittel-liefernden Tieren ist in Deutschland jedoch nicht erlaubt.

### Prävention

Es gibt keine spezifischen Präventionsmaßnahmen, einzelne Altersgruppen sollten voneinander getrennt und die Stallabteile von Küken so gut es geht desinfiziert werden, bevor jüngere Tiere in diese eingestallt werde (Tully, 1996)

## 18.2. Viruserkrankungen

### 18.2.1. Aviäre Influenza

Bei dem Erreger handelt es sich um ein zu den Orthomyxoviridae gehörendes Virus, welcher anhand seiner spezifischen Oberflächenproteine, dem Hämagglutinin (HA) und der Neuraminidase (NA) klassifiziert wird. Das Virus ist weitverbreitet in Wildvögeln, welche als Reservoir fungieren und eine Gefahrenquelle für den Eintrag in Wirtschaftsgeflügelbestände darstellen (Tully, 1996).

Bei Straußenvögeln wurden bereits mehrere Stämme isoliert, hierzu zählen H7N1 bei Tieren aus Südafrika (Allwright, 1993b), H5N9 und H9N2 ebenfalls bei Straußen aus Südafrika und H5N2 bei Straußen in Zimbabwe (Manvell, 1996) und importierten Tieren in Dänemark (Jørgensen, 1998). Ein H7N1-Stamm verursachte eine Mortalitätsrate von bis zu 80% bei jungen Straußen in Südafrika und Israel und ein H5N2-Stamm löste bei Nandus ernsthafte Infektionen des oberen Atmungstraktes aus (Tully, 1996).

### Übertragung

Das Influenzavirus kann durch Wildvögel in Bestände eingeschleppt werden, aber auch über Trägertiere, welche zum Zeitpunkt des Kontaktes klinisch unauffällig sind. Zudem sind indirekte Infektionen über kontaminierte Gegenstände, Futtersäcke oder unzureichend gesäuberte Transportmittel, in welchen zuvor infizierte Tiere transportiert wurden, möglich (Tully, 1996).

### Klinische Symptomatik

Strauße im Alter zwischen 5 Tagen und 12 Monaten, infiziert mit einem H7N1-Stamm,

zeigen vor allem respiratorische Symptome und stechend grün verfärbten Urin. Die Morbidität liegt bei 100%, die Mortalität bei 80%. Ältere Tiere weisen in der Regel weniger Symptome auf. In einem Fall in Südafrika wird von einer Mortalität von 20% bei 8-14 Monate alten Tieren berichtet.

Betroffene Emus und Nandus zeigen Apathie, Augen- sowie Nasenausfluss und Durchfall. Diese Symptome sind jedoch nicht pathognomonisch für Aviäre Influenza (Tully, 1996).

#### Sektion

Junge Strauße in Südafrika und Israel, welche mit einem hochpathogenen H7N1-Stamm infiziert waren, zeigten multifokale Nekroseherde in der Leber, eine Vergrößerung der Milz und in fortgeschrittenen Fällen eine Nephrose sowie eine fibrinöse Luftsackentzündung (Tully, 1996).

#### Diagnose

Das Virus kann aus einer Probe, welche mittels Tracheal- und Kloakentupfer gewonnen wird, isoliert werden. Hierbei kann sowohl eine Virusanzucht wie auch eine Untersuchung mittels PCR genutzt werden. Zudem können Antikörper im Serum infizierter Vögel durch einen Agargel- Diffusions-Test nachgewiesen werden (Tully, 1996).

#### Therapie

Das Aviäre Influenza Virus ist im aktuellen Tiergesundheitsgesetz als anzeigepflichtige Tierseuche gelistet, Therapieversuche sowie Impfungen sind in Deutschland verboten. Betroffene Bestände sind nach Weisung der Behörden zu räumen und dekontaminieren. Eine Ausnahmegenehmigung kann unter bestimmten Umständen von der zuständigen Behörde erteilt werden, zum Beispiel, wenn es sich um wertvolle Zootiere handelt. Dies ist jedoch in den meisten Fällen nicht gegeben, da die Straußenpopulation in Europa nicht gefährdet und somit ein Verschleppungsrisiko in Wirtschaftsgeflügelbestände dem gegenüber zu groß ist (Tully, 1996).

#### Prävention

Da Therapieversuche nicht erlaubt sind, kommt der Prävention ein sehr hoher Stellenwert zu. Personen und Gegenstände, welche in Kontakt mit den Tieren kommen, sollten stets kontrolliert werden. Neuzugänge für den Bestand sollten in einem Quarantäneabteil ohne Kontakt zu den restlichen Tieren über einige Zeit aufgestellt und ihr Gesundheitszustand regelmäßig kontrolliert werden, da die Tiere zum Zeitpunkt des Zukaufes bereits infiziert, jedoch noch nicht klinisch auffällig sein können. Der Kontakt zu Wildvögeln sollte vermieden werden. Dies ist jedoch aufgrund der extensiven Haltung der Strauße nur in sehr

begrenztem Maße möglich. Auch die Anzahl der Besucher sollte gering gehalten werden, da diese ebenfalls eine Infektionsquelle darstellen. Hier kann eine entsprechende Hygieneschleuse mit Wechselkleidung und Desinfektionsmaßnahmen das Einschleppungsrisiko deutlich vermindern (Tully, 1996).

#### 18.2.2. Newcastle Disease

Genetisch verwandte Stämme des Paramyxovirus Typ 1 sind verantwortlich für lentogene (milde), mesogene (moderate) und velogene (ernsthafte) Formen der Newcastle Disease bei wirtschaftlich genutztem Geflügel (Tully, 1996). Jedoch konnten auch Stämme bei Ratiten isoliert werden (Manvell, 1996) und Ausbrüche velogener Newcastle Disease mit nervalen Manifestationen wurden in kommerziell genutzten Straußenbeständen in Israel und bei Nandus in einem Zoo in Brasilien nachgewiesen (Tully, 1996).

#### Übertragung

Das Virus kann über weite Strecken aerogen verbreitet werden, außerdem sind die Tiere empfänglich für indirekte Infektionen über kontaminierte Gegenstände oder Personal. Zudem stellen Hobbygeflügel, Wild- und Zugvögel ein ernstzunehmendes Reservoir für das Newcastle-Disease-Virus dar (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

Die velogene Form der Newcastle Disease resultiert bei Jungtieren in einer hohen Morbidität und einer Mortalitätsrate von bis zu 50%. Betroffene Tiere zeigen neurologische Auffälligkeiten, welche vor allem durch Torticollis, Inkoordination und Festliegen charakterisiert sind (Tully, 1996). Schließlich sind die Tiere nicht mehr in der Lage, ihren Kopf vom Boden abzuheben (Samberg, 1989; Huchzermeyer, 1996). In schweren Fällen tritt die Mortalität innerhalb von 3 bis 4 Tagen auf, in der Regel sind jedoch immer nur einige Tiere einer Herde zum selben Zeitpunkt betroffen (Huchzermeyer, 1999).

#### Sektion

Bei akut verstorbenen Tieren sind keine spezifischen makroskopischen Veränderungen zu finden. Histopathologisch sind Ödeme, neuronale Degenerationen und perivasculäre lymphocytäre Ansammlungen in den Hirngeweben zu finden (Tully, 1996).

#### Diagnose

Die Isolation und Identifikation kann durch Virusanzucht in embryonierten Hühnereiern erfolgen. Auch ein Nachweis mittels PCR ist möglich. Überlebende Tiere entwickeln

Antikörper innerhalb von 10 Tagen, welche über einen Hämagglutinations-Hemmtest nachgewiesen werden können (Tully, 1996).

#### Behandlung

Für Hühner stehen mehrere Impfstoffe mit verschiedenen Stämmen zur Verfügung. Da eine Umwidmung von Impfstoffen jedoch verboten ist und es derzeit keine zugelassenen Vakzinen für Strauße in Deutschland gibt, ist eine Impfung hierzulande derzeit nicht möglich. In der Literatur werden verschiedene Impfschemata beschrieben. So empfiehlt Tully eine Impfung im Alter von 14 und 30 Tagen, welche von einer Booster-Impfung mittels eines Öl-Emulsions-Produktes, welches subkutan injiziert werden muss, am 45. Lebenstag vervollständigt werden sollte (Tully, 1996).

#### 18.2.3. Adenovirus

Adenoviren sind verantwortlich für eine Vielzahl ernster und ökonomisch bedeutsamer Erkrankungen in Wirtschaftsgeflügelbeständen. Zu diesen gehören die Hämorrhagische Enteritis der Puten und das Egg-drop-Syndrom bei Hennen. Adenoviren wurden bei jungen Straußen in Oklahoma (USA) isoliert, welche eine hohe Mortalität aufwiesen (Tully, 1996).

#### Übertragung

Adenoviren können transovariell oder horizontal über Kontakt zu infizierten Küken übertragen werden. Jungtiere können bis zum Einsetzen der Reproduktionsfähigkeit latent infiziert sein und das Virus dann sowohl vertikal wie auch horizontal auf weitere Tiere übertragen (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

Bei Küken bis zu 2 Monaten können akute Todesfälle auftreten. Die Tiere zeigen Apathie und Anorexie mit grauem, kreideartigem Durchfall. In einigen betroffenen Beständen betrug die Mortalität bis zu 90%.

Wie bei anderen Vogelarten auch können Koinfektionen und andere Faktoren die Schwere der Erkrankung beeinflussen. Immunsuppressive Erreger wie das Virus der Infektiösen Bursitis oder Mykotoxine können sowohl die Morbiditäts- wie auch Mortalitätsrate erhöhen (Tully, 1996).

#### Sektion

Betroffene Tiere können eine multifokale Enteritis, eine fibrinöse Aerosacculitis sowie Ödeme der Lunge aufweisen. Histopathologisch zeigt sich eine Nekrotisierende Enteritis

und Hepatitis sowie eine lymphoide Depletion der Milz. Auch eine Hypoplasie des Epithels der Gallengänge wird in der Literatur beschrieben, wobei die Autoren hier die Vermutung äußern, dass diese auf eine Exposition mit Aflatoxinen als erschwerenden Faktor zurückgeht (Tully, 1996).

#### Diagnose

Die Diagnose wird über Erregerisolierung gestellt. Hierfür sollte laut Tully vor allem Lebergewebe als Probe verwendet werden (Tully, 1996).

#### Therapie

Eine spezifische Therapie ist nicht möglich, unterstützend kann Flüssigkeitssubstitution und Zufüttern der Tiere mit hochenergetischer Nahrung versucht werden. Überlebende Tiere können möglicherweise Träger bleiben, da eine Erregerelimination nicht in allen Fällen gegeben ist (Tully, 1996).

#### Prävention

Küken von infizierten Hennen können das Virus in freie Bestände einschleppen. Eine horizontale Infektion kann dann in hoher Mortalität der bisher nicht infizierten Küken resultieren. Es sollten daher nur Tiere aus freien Beständen zugekauft und entsprechende Biosicherheitsmaßnahmen befolgt werden. Eine Vakzination, wie sie in Legehennen- und Elterntierbeständen üblich ist, ist derzeit für Straußenvögel noch nicht möglich (Tully, 1996).

#### 18.2.4. Infektiöse Bursitis (Infectious Bursal Disease, IBD)

Das Avibirnavirus, welches für die Infektiöse Bursitis bei Hühnerküken verantwortlich ist, wurde bei Fällen des „ostrich chick fading syndrome“ in Kalifornien und Florida isoliert. Das Virus bewirkt bei Hühnern eine Immunsuppression und ist verantwortlich für große Verluste in der kommerziellen Eier- und Masthähnchenproduktion weltweit (Tully, 1996).

#### Übertragung

Es wird vermutet, dass der direkte Kontakt zwischen infiziertem Geflügel und Ratiten eine Adaption des Virus an junge Strauße ermöglicht hat. Das IBD-Virus ist sehr resistent gegenüber Umweltfaktoren und kann bis zu 90 Tage im Boden von nicht fachgerecht dekontaminierten Ausläufen und Stallungen persistieren (Tully, 1996).

### Klinische Symptomatik

Die Tiere zeigen Apathie, Anorexie und Durchfall über einen Zeitraum von 3 bis 4 Tagen, in der finalen Phase liegen sie fest und weisen einen starken Tremor und anormale Kopfbewegungen auf (Tully, 1996).

### Sektion

Die makroskopischen Veränderungen sind unspezifisch und beinhalten Enteritiden, Anzeichen für eine Stauungslunge und teilweise auch Luftsackentzündungen, welche jedoch meist durch Sekundärinfektionen bedingt sind. Bei der histologischen Untersuchung der Bursa Fabricii zeigt sich eine hochgradige Atrophie mit pathognomonischen Läsionen bei den Küken (Tully, 1996).

### Diagnose

Die Diagnosestellung kann mittels PCR-Nachweis oder Anzucht des Erregers in Zellkulturen erfolgen (Tully, 1996).

### Therapie

Eine spezifische Therapie ist nicht möglich, unterstützende Maßnahmen können versucht werden (Tully, 1996).

### Prävention

Maßnahmen im Rahmen der Biosicherheit können die Einschleppung des Virus verhindern und sind daher ein sehr wichtiger Faktor zum Schutz eines Bestandes. Eine Impfung mit kommerziellen IBD-Vakzinen für Hühnerküken sollte unterlassen werden, da mögliche Auswirkungen noch nicht bekannt sind und die Möglichkeit besteht, dass durch die Passage eines attenuierten Lebendimpfstoffes durch einen unnatürlichen Wirt höhergradig virulente Stämme des Virus entstehen können (Tully, 1996).

#### 18.2.5. Pocken der Strauße

Avipox-Viren sind weit verbreitet und eine Vielzahl an Vogelarten ist für eine Infektion empfänglich. Die Erkrankung wurde bisher bei Straußen in Südafrika, Israel und den Vereinigten Staaten nachgewiesen (Tully, 1996).

### Übertragung

Avipox-Viren werden durch verschiedene Mückenarten übertragen. Das Auftreten der Erkrankung ist daher an spezifische Faktoren wie Temperatur und Witterung, dem

Vorhandensein des Vektors sowie von Reservoirwirten geknüpft. Es gibt jedoch auch Hinweise darauf, dass eine horizontale Transmission durch physischen Kontakt zwischen einem infizierten und einem empfänglichen Tier möglich ist (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

Die Tiere können ab einem Alter von 2 Wochen Auffälligkeiten zeigen. Die kutane Form ist charakterisiert durch proliferative Läsionen an den Augenlidern und Nasenöffnungen, welche eine Größe von 5 mm bis zu 2 cm aufweisen können. Bei der diphteroiden Form zeigt sich aufgrund der entstehenden Tracheitis und Stomatitis häufig eine mit deutlicher Schnabelatmung verbundene Dyspnoe. Betroffene Küken weisen Anzeichen von Anorexie und Dehydratation auf. Herdenverluste von bis zu 50% in einer Saison werden in Gebieten mit endemisch auftretenden Pockeninfektionen berichtet (Tully, 1996).

#### Sektion

In der Trachea und dem Oropharynx können charakteristische diphteroide Läsionen gefunden werden. Bei der kutanen Form sind zudem Läsionen mit einem Durchmesser von bis zu 2 cm meist an den Rändern der Augenlider und des Schnabels nachweisbar. Die histologische Untersuchung zeigt charakteristische intrazytoplasmatische Einschlusskörperchen auf (Tully, 1996).

#### Diagnose

Die Diagnose kann über die histopathologischen Veränderungen gestellt werden. Zudem besteht die Möglichkeit, das Virus mittels Anzucht nachzuweisen (Tully, 1996).

#### Therapie

Eine unterstützende Therapie incl. dem topischen Auftragen von antibakteriell wirkenden Mitteln auf die Hautläsionen kann versucht werden (Tully, 1996).

#### Prävention

In Gebieten, in den die Erkrankung weit verbreitet ist, wird von einigen Autoren eine Vakzination angeraten. Hierfür kann ein kommerzieller Pockenimpfstoff für Geflügel verwendet werden, welcher intradermal appliziert werden muss. Da es in Deutschland keinen zugelassenen Impfstoff für Straußenvögel gibt und eine Umwidmung von Impfstoffen nicht erlaubt ist, entfällt diese Option hierzulande. Eine Parasitenkontrolle in den But- und Aufzuchtteilen der jüngsten Tiere kann versucht werden (Tully, 1996).

### 18.2.6. Virale Enteritis

Eine Vielzahl an viralen Erregern wie Adeno- und Coronaviren wurden bisher aus dem Verdauungstrakt junger Strauße, welche eine hohe Mortalitätsrate innerhalb der ersten 1-3 Lebenswoche zeigten, isoliert. Es wird analog zu den Erkenntnissen bei Puten vermutet, dass viele Erreger synergistische Effekte erzeugen und klinische Symptome auslösen, die durch Anorexie, Diarrhö, Dehydratation und eine erhöhte Mortalität gekennzeichnet sind (Tully, 1996).

#### Übertragung

Die Übertragung kann durch klinisch unauffällige Reservoiertiere in einer Herde oder durch Infektionen über verschiedene Umweltfaktoren erfolgen. Einige Viren (incl. Adeno- und Reoviren) können vertikal übertragen werden. Die Übertragung innerhalb einer Herde verläuft meist sehr rapide und ist abhängig von der Besatzdichte und Defekten im Biosicherheits- und Hygienemanagement. Die viralen Pathogene können an Infektionen mit Cryptosporidien sowie Enterobacteriaceae wie *Aeromonas spp*, *E. coli* und *Clostridium spp*. geknüpft sein, welche als opportunistische Pathogene fungieren können (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

Sowohl Strauße wie auch Emus und Nandus zeigen Apathie, Anorexie, Diarrhö und Dehydratation. In der finalen Phase zeigen die Tiere Inkoordination sowie einen starken Muskeltremor.

Der Bestand ist gekennzeichnet durch hohe Mortalität von Küken in einem Alter von 1 – 4 Wochen in einer sonst erfolgreichen Brutsaison (Tully, 1996).

#### Sektion

Bei der pathologischen Untersuchung wird eine starke Dehydratation gefunden. Zudem zeigt sich meist eine leichte Enteritis, charakterisiert durch Hyperämie des Jejunums, aber es treten keine spezifischen oder pathognomonischen Läsionen auf. In fortgeschrittenen Fällen können Infektionen mit Clostridien und damit verbundene ulzerative Enteritiden auftreten (Tully, 1996).

#### Diagnose

Durch unterstützende Therapie, welche stets eine Flüssigkeitssubstitution und Fütterung mittels Sonde sowie die Gabe von Antibiotika zur Vermeidung von Sekundärinfektionen beinhalten sollte, können die Todesfälle unter Umständen verringert werden (Tully, 1996).

### 18.2.7. Borna disease

Das Borna disease-Virus wird für eine hohe Sterblichkeitsrate bei 2 bis 8-Wochen alten Straußenküken in Israel verantwortlich gemacht (Tully, 1996).

#### Übertragung

Eine Übertragung mittels Insekten als Vektor wird vermutet (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

Betroffene Küken zeigen Paresen, welche sich innerhalb von 4 bis 8 Tagen zu kompletten Paralyse steigern können und in einer absoluten Unbeweglichkeit der Vögel resultieren. Die Tiere sterben an Dehydratation (Tully, 1996).

#### Sektion

Es können keine pathognomonischen makroskopischen Läsionen gefunden werden (Tully, 1996).

#### Diagnose

Mikroskopische Untersuchungen des Gehirns zeigen eine neuronale Degeneration sowie lymphocytäre perivaskuläre Ansammlungen. Ein spezifischer ELISA wurde in Israel verwendet, um das Virus in Hirngewebe nachzuweisen. Laut Malkinson ist es möglich die Erkrankung bei empfänglichen Küken mittels intramuskulärer Injektion von Gewebe aus dem Gehirn infizierter Vögel zu reproduzieren (Tully, 1996).

#### Therapie

Im Anfangsstadium der Erkrankung kann die Gabe von Serum von Tieren, die eine Infektion durchgemacht und somit Antikörper gebildet haben, als Therapie versucht werden. Zudem sollte unterstützend Flüssigkeit substituiert werden (Tully, 1996).

### 18.2.8. Krim-Kongo-Fieber (Crimean-Congo haemorrhagic fever)

Diese Erkrankung tritt in einem Gebiet vom Schwarzen Meer bis zu der Südspitze Afrikas auf.

#### Übertragung

Das Virus wird durch Zecken der Gattung *Hyalomma* spp. übertragen (Huchzermeyer, 1999).

### Klinische Symptomatik

Bei Schafen, Rindern und Straußen verursacht das Virus eine sehr kurze, symptomlose Virämie (Huchzermeyer, 1999).

### Diagnose

Der Erregernachweis kann mittels PCR oder Anzucht erfolgen (Huchzermeyer, 1999).

### Therapie

Keine (Huchzermeyer, 1999).

### Zoonotisches Potential

Humaninfektionen, welche meist einen ernsthaften Verlauf nehmen, werden in der Regel durch den Biss infizierter Zecken, aber auch durch den direkten Kontakt mit Blut eines virämischen Tieres ausgelöst. Es gibt bisher jedoch keine Fallberichte einer Humaninfektion, die durch den Konsum von Fleisch, welches von infizierten Tieren stammt, hervorgerufen wurde (Huchzermeyer, 1999).

1996 kamen in Südafrika einige Mitarbeiter eines Schlachthofes in Oudtshoorn mit infiziertem Straußenfleisch in Kontakt, einer von ihnen starb an der Infektion. Jedoch konnte bei experimentell infizierten Straußen, welche während der virämischen Phase geschlachtet wurden, kein Virusmaterial in Muskelproben nachgewiesen werden (Swanepoel, 1998). In Südafrika wird versucht, das Auftreten der Infektion bei Straußen, welche auf den Schlachthof verbracht werden, durch eine zeckenfreie Haltung während einer 14-tägigen Periode vor der Schlachtung zu minimieren (Verwoerd, 1997).

### 18.2.9. Westliche und östliche Equine Encephalomyelitis

Obwohl beide Virusarten bei Straußen in den USA isoliert werden konnten, sind klinische Symptome und Todesfälle bisher nur bei Emus beobachtet worden (Smith, 1993).

### 18.2.10. Spongiforme Enzephalopathie

Die Bovine spongiforme Enzephalopathie verursacht zentralnervöse Symptome und wird anhand der typischen histopathologischen Läsionen des Gehirnes sowie durch den elektronenmikroskopischen Nachweis Scrapie-assoziiierter Partikel diagnostiziert (Huchzermeyer, 1999). Berichten zufolge wurden solche histopathologischen Läsionen bei drei Straußen aus zwei verschiedenen Zoos in Deutschland in den Jahren 1986, 1988 und 1989 gefunden, die Tiere zeigten Ataxien, Gleichgewichtsstörungen und eine unkoordinierte

Futteraufnahme. Das Untersuchungsmaterial wurde jedoch nie elektronenmikroskopisch untersucht. Die Ration dieser Strauße beinhaltete auch Hühnerfutter, welches Fleischmehl enthielt. Zudem sollen die Tiere auch mit Fleisch notgeschlachteter Rinder gefüttert worden sein (Schoon, 1991). Der erste dieser Fälle trat zu einer Zeit auf, zu der Deutschland als offiziell BSE-frei galt. Zudem ist zu bezweifeln, ob die Vögel das ihnen angebotene Fleisch tatsächlich aufgenommen haben. Im Hinblick auf ihre lange Lebensspanne könnten Strauße jedoch durchaus empfänglich für diese Infektion sein, daher sollte sie in Ländern, die nicht frei von dieser Erkrankung sind, nicht komplett außer Acht gelassen werden (Huchzermeyer, 1999).

### **18.3. Mykotische Erkrankungen**

Bei mykotischen Erkrankungen muss zwischen einer Mykose, welche durch eine aktive Infektion mit einem Pilzerreger verursacht wird, und einer Mykotoxikose, also einer Vergiftung mit Phytotoxinen, die von Pilzerregern produziert werden, unterschieden werden (Tully, 1996).

Mykosen des Respirationstraktes finden sich am häufigsten bei Küken und Jungtieren und werden oft durch Kontamination der Eischalenoberfläche beim Handling, der Lagerung oder Inkubation verursacht. Latente Mykosen des Gastrointestinal- oder Respirationstraktes können durch umwelt- und klimabedingten Stress, durch Fehler in der Fütterung, Immunsuppression oder andere Erkrankungen aktiviert werden (Tully, 1996).

#### 18.3.1. Aspergillose

##### Ätiologie

Die Aspergillose ist eine recht häufig anzutreffende Erkrankung bei Straußenvögeln. Sie wird meist durch *Aspergillus fumigatus*, jedoch auch durch andere *Aspergillus*-Arten verursacht. Die Infektion erfolgt bei Exposition des Embryos gegenüber den Pilzsporen in der Zeitspanne zwischen Durchstoßen der inneren Eihaut und Eindringen in die Luftkammer bis zu 48 Stunden nach dem Schlupf. Epidemiologisch kommen kontaminiertes Substrat im Nest sowie unsachgemäßes Handling des Eies infrage, wodurch die Pilzsporen die Eischale penetrieren können. Durch das Abkühlen der Eier nach dem Legen zieht sich der Eiinhalt leicht zusammen, wodurch ein geringradiger Einsaugeffekt entsteht, welcher wiederum ein erleichtertes Eindringen durch die Poren und die äußere Eihaut begünstigt. Sie verbleiben in der Luftkammer und infizieren die Küken normalerweise zum Zeitpunkt des Schlupfes, wenn die innere Eihaut durchstoßen wird. In dem Moment, in dem die Eischale

beim Schlupf zerbricht, werden die Sporen in den Schlupfbrüter und die Umgebung freigesetzt und infizieren so Küken, welche aus nicht-infizierten Eiern schlüpfen. Zusätzlich begünstigende Faktoren stellen eine zu geringe Luftbewegung sowie eine unzureichende Bruthygiene dar. Sporadisch kommt die Aspergillose auch bei Adulttieren vor, wo ebenfalls hauptsächlich Lunge und Luftsäcke betroffen sind. Hier werden vor allem ein Überbesatz der Gehege, staubreiches Futter und eine hohe Temperatur sowie Luftfeuchte als begünstigende Faktoren beschrieben (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

Betroffene Küken zeigen in der Regel unspezifische Symptome wie Anorexie, ein zu geringes Wachstum sowie Dyspnoe innerhalb der ersten zwei Tage nach dem Schlupf. Todesfälle treten vor allem während der ersten zwei Lebenswochen auf. In schweren Fällen, welche meist durch eine höchstgradige Kontamination der Schlupfbrüter verursacht werden, können alle Küken einer Brutsaison infiziert werden oder sogar versterben. Bei Adulttieren mit klinischen Symptomen zeigen sich Dyspnoe, Zyanose und eine schlechte physische Kondition (Tully, 1996).

#### Sektion

In der Sektion finden sich meist 1-2 mm große, gelbe bis grünliche Granulome in den Luftsäcken und Lungen (Tully, 1996).

#### Therapie

Eine Therapie ist in den meisten Fällen aufgrund der hohen Kosten und schlechten Therapieerfolge nicht rentabel. Zudem ist zu beachten, dass es in Deutschland derzeit kein zugelassenes Antimykotikum für die Behandlung lebensmittelliefernder Tiere gibt. Die wichtigste Maßnahme zur Vermeidung einer Infektion der Küken ist daher eine konsequente Hygiene sowohl beim Einsammeln wie auch bei der Lagerung und während der Inkubation der Eier. Diese sollte regelmäßig überprüft werden und gegebenenfalls angepasst werden. Für die Überprüfung können Abklatschproben mithilfe von Platten genommen werden, welche mit einem Sabouraud-Medium beschickt sind (Tully, 1996).

### 18.3.2. Zygomykose

#### Ätiologie

Entzündungen des Muskel- und Drüsenmagens sowie systemische Mykosen werden häufig durch Zygomyceten wie zum Beispiel *Basidia* ssp., *Mucor* ssp. und *Rhizopus* ssp. verursacht. Hier wurden Fälle vor allem in Israel und den Vereinigten Staaten beschrieben.

Die Infektion erfolgt durch Aufnahme von verunreinigtem Futter oder Substrat.

Bei Zygomykosen handelt es sich um opportunistische Infektionen, welche als Begleiterscheinung von bakteriellen oder parasitären Infektionen oder bei immunsupprimierten Tieren auftreten (Tully, 1996).

#### Klinische Symptomatik

Betroffene Tiere zeigen Apathie, Anorexie, Gewichtsverlust sowie einen verringerten Kotabsatz (Tully, 1996).

#### Sektion

In der Sektion können multifokale Ulzerationen der Mucosa des distalen Ösophagus, des Drüsenmagens und des Muskelmagens gefunden werden. Selten liegt auch eine fokale Stomatitis vor (Tully, 1996).

#### Diagnose

Die Diagnose lässt sich anhand einer histologischen Untersuchung stellen, bei welcher die Pilzhyphen in der Mucosa, der Submucosa oder der Tunica muscularis des Drüsen- oder Muskelmagens nachgewiesen werden können. Die Pilze können zusätzlich auf Sabouraud-Agar angezüchtet werden. Zudem sollte immer eine ergänzende bakteriologische Untersuchung durchgeführt werden, um eventuelle vorliegende Begleitinfektionen mit *E. coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae* oder *Campylobacter jejuni* diagnostizieren zu können (Tully, 1996).

#### Therapie

Bei der Therapie stehen vor allem unterstützende Maßnahmen wie Flüssigkeitssubstitution, der Einsatz eines Breitspektrum-Antibiotikums und Metronidazol im Vordergrund, um bakterielle oder parasitäre Sekundärinfektionen zu bekämpfen. Zu beachten ist, dass Metronidazol derzeit nicht für lebensmittelliefernde Tiere zugelassen ist (Tully, 1996).

#### 18.3.3.Candidiose

##### Ätiologie

Die Infektion wird häufig durch *C. albicans* und *C. mucor* verursacht. Sie betrifft vor allem den oberen Verdauungstrakt und tritt häufig bei Immunsuppression oder falscher Fütterung auf. Auch eine Langzeittherapie mit Antibiotika kann begünstigend wirken (Tully, 1996).

### Klinische Symptomatik

Zu den klinischen Symptomen zählen vor allem Anorexie, Apathie und Gewichtsverlust. Bei der Untersuchung der Schnabelhöhle kann häufig eine Stomatitis gefunden werden, welche durch weiße Läsionen in Zungennähe bzw. in der oropharyngealen Mucosa gekennzeichnet ist (Tully, 1996).

### Sektion

In der Sektion kann bei leichten Fällen ebenfalls eine fokale Stomatitis sowie eine Entzündung der Mucosa von Ösophagus und Drüsenmagen gefunden werden. In schwereren Fällen sind Stomatitis und Pharyngitis eher pseudomembranös (Tully, 1996).

### Diagnose

Die Diagnose wird durch Isolation und Identifikation des Pilzes gestellt. Hierzu kann eine mikroskopische Untersuchung eines Geschabsels erfolgen, in welchem die charakteristischen sprossenden Hefen gefunden werden können. Eine histologische Bestätigung sichert die Diagnose (Tully, 1996).

### Therapie

Die Therapie besteht aus einer Kombination von Ketoconazol oder Nystatin mit unterstützenden Maßnahmen. Antibiotikatherapien, vor allem mit langwirksamen Tetracyclinen im Trinkwasser, sollten unter keinen Umständen fortgesetzt werden. Eine Substitution von Kupfersulfat über das Trinkwasser (1:2000) kann in größeren Beständen versucht werden (Tully, 1996).

#### 18.3.4. Megabakteriose

Ätiologie: Bei Megabakterien (*Macrorhabdus ornitogaster*) handelt es sich – entgegen ihres Namens – um Pilze, welche vor allem die Koilinschicht des Drüsen- und Muskelmagens infizieren. Bei Wellensittichen wird diese Erkrankung als „going-light“-Syndrom bezeichnet, aber auch Wildvögel können Träger dieser Erreger sein. Ausbrüche der Erkrankung werden in der Regel durch unterstützende Faktoren getriggert, kann sich der Erreger jedoch in einer Kükengruppe etablieren, kann er hohe Mortalitätsraten verursachen (Huchzermeyer, 1999). Bei initialen Ausbrüchen in Südafrika betrug diese mehr als 90 % (Huchzermeyer, 1993), jedoch scheint der Erreger im Laufe der Jahre einiges seines pathogenen Potentials bei den Straußenvögeln eingebüßt zu haben (Huchzermeyer, 1999).

### Diagnose

Die Diagnose kann durch den Nachweis von Megabakterien in der Koilinschicht gestellt werden. Dies kann mittels eines Nativabstriches, welcher an der Unterseite dieser Schicht genommen wird, aber auch im Rahmen der Histopathologie erfolgen (Huchzermeyer, 1999).

### Therapie

Bei Ziervögeln wird häufig Amphotericin B eingesetzt, dies ist jedoch bei Ratiten aufgrund der großen benötigten Menge des Präparates und einer damit verbundenen nur schwierig durchzuführenden oralen Eingabe nicht möglich. Zudem ist der Wirkstoff in Deutschland nicht für lebensmittelliefernde Tiere zugelassen.

#### 18.3.5. Dermatitis

Mykotische Infektionen der Haut können durch *Aspergillus* spp, *Trichophyton* spp. und *Microsporum gypseum* hervorgerufen werden (Onderka, 1992; Perelman, 1996; Pistorius, 1996). Feuchtes Wetter, Stress und ein reduzierter Gesundheitsstatus können hierbei als fördernde Faktoren wirken. Die Läsionen können lokalisiert bleiben, aber auch größere Areale betreffen (Huchzermeyer, 1999). Läsionen, welche durch *Microsporum gypseum* hervorgerufen werden, weisen meistens die Form kleiner, runder Kreise auf und können in Reihen überall auf dem gesamten Körper auftreten (Boast, 1996). Therapeutisch können sie mit einer Waschlösung, welche Enilkonazol enthält, behandelt werden (1: 50 verdünnt mit Wasser) (Pistorius, 1996).

## 18.4. Parasitosen

### 18.4.1. Ektoparasiten

Ratiten sind Wirte für eine Vielzahl an Ektoparasiten, hierzu zählen neben Milben auch Läuse, Fliegen sowie Zecken (Tully, 1996).

#### *Ixodes* spp.

Adulte, weibliche *Ixodes*-Zecken ernähren sich von dem Blut ihres Wirtes bis sie diesen verlassen um ihre Eier in der Umgebung abzulegen. Die männlichen Tiere hingegen verbleiben in der Regel auf dem Wirt. Bisher ist eine Übertragung von Krankheiten auf Ratiten durch Zecken nicht nachgewiesen, jedoch kann ein starker Befall zu einem verlangsamten Wachstum sowie einer reduzierten Eierproduktion führen. Zudem können

durch die Bissverletzung und damit verbundenen Wunden Schäden an der Haut entstehen, welche später zu einer Wertminderung des Leders führen können (Tully, 1996).

#### *Argas persicus*

Diese Zeckenart wird häufig übersehen, da sie nachtaktiv und nur intermittierend auf den Wirtstieren zu finden ist. Tagsüber hält sie sich in der Haltungsumgebung, vor allem in den Stallgebäuden sowie in den Nestern auf, nachts über parasitiert sie auf dem Wirt. Eine Erregerübertragung durch diese Zeckenart wurde bisher nur in Afrika nachgewiesen, wo *Aegyptianella* spp., eine zu den Rickettsien gehörende Gattung, von Hühnerküken auf Strauße übertragen wurden. Die Bekämpfung ist vergleichbar mit der anderer Zeckenarten, sie sollte sowohl die Tiere wie auch die Haltungsumgebung einschließen (Tully, 1996).

#### *Gabucinia* spp.

Sowohl Strauße wie auch Nandus sind Wirtstiere für *Gabucinia bicaudatus*, aber auch andere Milbenarten wie *Gabucinia sculpturata*, *G. abbreviata* und *G. nouveli* können bei Afrikanischen Straußen gefunden werden. Die Milben können auf der Haut, auf den Federn sowie in den Federkielen gefunden werden. Die Diagnosestellung erfolgt mittels mikroskopischer Untersuchung von Federschäften (Tully, 1996).

Zu den klinischen Symptomen, welche Tiere mit hochgradigem Milbenbefall zeigen, gehören unter anderem ein starker Pruritus, ein exzessives Putzverhalten sowie Federverlust. Zusätzlich können sich bakterielle Sekundärinfektionen entwickeln, welche sich als nässende Dermatitis präsentieren. Als therapeutische Mittel der Wahl gilt Ivermectin, dieses ist drei Mal im Abstand von 4 Wochen in einer Dosierung von 200 µg/kg zu verabreichen. Hierbei ist zu beachten, dass Ivermectin in Deutschland nur für lebensmittelliefernde Säugetiere zugelassen ist, eine Anwendung bei Straußen ist daher bei Tieren, welche der Lebensmittelgewinnung dienen, verboten (Tully, 1996).

#### *Struthiolipeurus struthionis*

Diese Parasitenart ernährt sich hauptsächlich von abgestorbenen Hautschuppen sowie Federdebris. Die klinische Symptomatik bei einem Befall mit Läusen umfasst in der Regel ein exzessives Putzverhalten, ein struppiges Gefieder mit ausgefransten Federfahnen sowie ein starker Federverlust. Die Parasiten sowie deren Nissen sind bereits makroskopisch zu erkennen, durch das Aufstallen der Tiere in eine warme, dunkle Umgebung für ein bis zwei Stunden kann die Diagnosestellung zusätzlich erleichtert werden, da die Parasiten an die äußeren Deckfedern des Gefieders wandern. Um die Infektionsgefahr eines Bestandes zu minimieren, sollten neue Tiere stets eine Quarantänephase durchlaufen, bevor sie in den

Bestand integriert werden, da die Übertragung der Läuse nur direkt von Tier zu Tier möglich ist (Tully, 1996).

#### 18.4.2. Endoparasiten

##### *Libyostrongylus douglassii*

Der im Englischen auch als „wireworm“ („Drahtwurm“) bezeichnete *Libyostrongylus douglassii* ist der schädlichste Endoparasit junger Strauße mit einer Mortalitätsrate von teilweise mehr als 50%. Er wurde durch Importtiere in verschiedene Gebiete außerhalb Afrikas verbreitet und ist in einigen Regionen mittlerweile fest etabliert. Die Würmer sind kleine, blutsaugende Nematoden, welche hauptsächlich in den Ausführgängen der Drüsen des Proventriculus parasitieren und diese verstopfen. Dies wiederum führt zu einer kompensatorischen Überproduktion eines zähflüssigen Mucus, welcher die Digestion beeinträchtigt und unter Umständen sogar zu einer Obstipation führen kann. Zudem kann bei schwerwiegendem Verlauf auch eine diphteroide Proventriculitis auftreten. Die klinische Symptomatik umfasst in der Regel Apathie, Anorexie, Anämie sowie Todesfälle. Gesunde Adulttiere können subklinisch infiziert und eine potentielle Infektionsquelle für andere Ratiten sein. Bei der Untersuchung des Drüsenmagens können nach Entfernung der Koilinschicht dünne, ca. 4 - 6 mm lange, rote Würmer gefunden werden. Positive Kotproben enthalten strongyloide Eier, welche eine ungefähre Größe von 0,14 – 0,16 µm aufweisen und sich nur schwer von Eiern des *Codiostomum struthionis* unterscheiden lassen, zur sicheren Identifikation werden Larven des L3-Stadiums benötigt. Die sicherste Methode, um das Risiko einer Einschleppung von *L. douglassii* zu minimieren, ist die Aufstallung aller Neuzugänge separiert von den Tieren des Bestandes. Während der Quarantänezeit, welche im Hinblick auf die Präpatenzzeit von *L. douglassii* mindestens 30-35 Tage betragen sollte, ist eine wiederholte Untersuchung auf die Präsenz von Endoparasiten anzuraten. Während dieser Zeit sollte sämtlicher Kot eingesammelt und unschädlich beseitigt werden, sodass keine Larve die Chance hat, sich in das infektiöse L3- Stadium weiter zu entwickeln. Larven in diesem Stadium sind sehr robust, sie können mehrere Jahre infektiös bleiben, Larven der ungeschützten L1-Generation hingegen werden durch direktes Sonnenlicht abgetötet. In Südafrika infiziert sich der Großteil der Jungtiere, wenn sie Gehege beweiden, in welchen zuvor infizierte Tiere gehalten wurden. Diese sollten daher mindestens ein, besser jedoch zwei Jahre von anderen Tieren beweidet werden, bevor sie wieder für Ratiten genutzt werden. Zudem muss darauf geachtet werden, dass die Spender von Darmkulturen zum Aufbau einer gesunden Darmflora in jungen Küken parasitenfrei sind, um diese nicht zu infizieren (Tully, 1996).

Zur Therapie haben sich klinisch-empirisch Fenbendazol, Levamisol und Ivermectin als

effektiv und relativ sicher einsetzbar erwiesen, jedoch scheinen verschiedene Populationen von *L. douglassii* in Südafrika bereits Resistenzen gegen Levamisol entwickelt zu haben (Malan, 1988). Fenbendazol zeigte sich bei einer Dosierung von 15 mg/kg zu > 99 % gegenüber den Adulti und zu > 82 % gegenüber den L4-Larven effektiv, Resistenzen wurden bisher nicht beobachtet. Ivermectin (0,2 mg/kg) kann ebenfalls eingesetzt werden, jedoch ist dieses in Deutschland derzeit nur für lebensmittelliefernde Säugetiere zugelassen und eine Anwendung bei Ratiten daher in der Regel nicht erlaubt (Tully, 1996).

#### *Codiostomum struthionis*

Hierbei handelt es sich um einen geringgradig größeren Rundwurm, welcher sich hauptsächlich im oberen Teil des Rektums aufhält, jedoch relativ harmlos für die Tiere ist (Huchzermeyer, 1994). Seine Eier ähneln jenen des Drahtwurmes, er wird durch die gleiche anthelmintische Therapie bekämpft wie dieser (Huchzermeyer, 1999).

#### *Houttuynia struthionis* und *Chapmania tauricollis*

Die beiden Cestodenspezies *Houttuynia struthionis* und *Chapmania tauricollis* wurden bisher bei Ratiten in Südafrika und Nordamerika gefunden, wobei *H. struthionis* sowohl bei Straußen wie auch bei Nandus, *C. tauricollis* nur bei Nandus nachgewiesen wurden. Befallene Küken fallen durch reduziertes Wachstum auf, die Infektion wird durch Proglottiden oder Eiern im Kot der Tiere nachgewiesen. Die Zwischenwirte dieser Cestoden sind bisher noch nicht bekannt, jedoch wird die Beteiligung von Insekten als Vektoren diskutiert. Der Einsatz von Fenbendazol (15 und 25 mg/kg) bei Tieren in Südafrika zeigte durchwachsene Resultate hinsichtlich der Bekämpfung von Infektionen mit *H. struthionis*, seine Wirksamkeit konnte bei der Kombination mit Resorantel deutlich gesteigert werden (Fockema, 1985; Gruss, 1988). Bei sehr schwerwiegenden Infektionen ist eine Wiederholung der Behandlung ratsam. Praziquantel erwies sich in einer Dosierung von 7,5 mg/kg höchst effektiv gegen alle Stadien von *H. struthionis*, für die Bekämpfung von *C. tauricollis* sind sehr wahrscheinlich dieselben Präparate geeignet, welche auch bei *H. struthionis* eingesetzt werden (Tully, 1996).

#### *Prosthorhynchus rhea*

Nandus sind die Endwirte von *Prosthorhynchus rhea*, einem langgestreckten Wurm von 0,8 – 0,9 mm Länge. Die Eier dieses Parasiten sind ca. 0,07 mm lang und 0,01 mm breit und weisen konzentrische Membranen auf. Bisher wurde er nur bei Nandus in Südamerika gefunden, außerhalb dieses Kontinentes konnte er bisher noch nicht nachgewiesen werden. Es wird vermutet, dass er häufig ursächlich für lokale Inflammationen und möglicherweise daraus resultierenden Peritonitiden ist (Tully, 1996).

#### 18.4.3. Egel

Der Orientalische Egel, *Philophthalmus gralli*, wurde bei einer großen Anzahl Strauße in Florida gefunden (Greve, 1980). Er tritt normalerweise bei Anseriformes auf und benötigt eine Süßwasserschnecke als Zwischenwirt. Die Infektion erfolgt über die orale Aufnahme der Metazerkarien, welche sich an Schneckenhäusern oder anderen festen Objekten, auch an Steinen, welche von den Tieren aufgenommen werden können, befinden. Nachdem die Parasiten abgeschluckt werden, wandern sie entlang des Ösophagus in den Pharynx oder direkt in den Tränen-Nasen-Kanal. Hier entwickeln sie sich unter der Nickhaut weiter und migrieren wenig später auf die Außenseite dieser in den unteren Teil des Auges (West, 1961). Die Infestation dieser Egel resultiert in der Regel in einer schweren Konjunktivitis und der Produktion eines blutigen Ausflusses, welcher sowohl Eier wie auch aktive Miraziden enthält. Die Präpatenzzeit beträgt ca. 30 Tage (Nolen, 1978), eine wiederholte topische Applikation einer 5 %-igen Carbaryl-Lösung, als Spray angewendet, kann Berichten zu Folge den Erreger eliminieren (Greve, 1980)

#### 18.4.4. Protozoen

Über die Infektion von Ratiten mit Protozoen ist bisher wenig bekannt, vor allem ihr Pathogenitätspotential ist umstritten. So vermuten einige Autoren, dass Krankheitssymptome nur ausgelöst werden, wenn eine Koinfektion mit einem zweiten Pathogen oder haltungs- und managementbedingte Fehler vorliegen (Tully, 1996).

##### 18.4.4.1. Leukozytozoon und Plasmodien

Diese Blutparasiten wurden bisher nur bei Straußen in Afrika gefunden. Sie werden von verschiedenen Mückenarten übertragen, jedoch ist das Übertragungspotential durch europäische und amerikanische Insekten bisher nicht bekannt.

*Leukozytozoon struthionis* ist ein häufig bei Straußenküken gefundener Parasit in Südafrika. Er wird vermutlich durch Fliegen übertragen und kann unter bestimmten Umständen Krankheitssymptome auslösen. Während des Anfangsstadiums der Parasitämie kann bei Straußenküken eine deutliche Anämie auftreten, da die durch Gamonten befallenen Erythrozyten vom Immunsystem des Wirtstieres zerstört werden.

*Plasmodium struthionis* wurde bisher in den Erythrozyten von Afrikanischen Straußen nachgewiesen. Ob eine Infektion spezifisch für Strauße ist oder diese oder eine ähnliche Spezies auch bei Nandus auftreten kann, ist bisher nicht eindeutig geklärt (Tully, 1996).

#### 18.4.4.2. *Rickettsien*

Eine Infektion mit *Aegyptianella pullorum* wurde bei jungen Straußenküken eines Bestandes nachgewiesen, in welchem diese zusammen mit Hühnern gehalten wurden. Die Küken zeigten vor ihrem Tod Paresen und Somnolenz. Als Vektoren wurden Zecken der Gattung *Argas* diskutiert, welche diese Blutparasiten von infizierten Hühnern auf die Strauße übertragen haben sollen (Tully, 1996).

#### 18.4.4.3. *Kokzidien*

Bisher wurden verschieden Kokzidienarten bei Ratiten nachgewiesen, jedoch konnte in den meisten Fällen nicht geklärt werden, ob es sich hierbei um Parasiten oder Passanten des Magen-Darm-Traktes handelt. Viele Strauße, bei denen *Cryptosporidien* gefunden wurden, waren klinisch unauffällig (Tully, 1996). Andererseits deuten Berichte aus Südafrika darauf hin, dass *Cryptosporidien* eine der Ursachen für Vorfälle der Kloake und des Phallus bei Straußenküken sein könnten, hier wurden die Protozoen in der Bursa, dem Rektum sowie dem Pankreas der Tiere gefunden (Allwright, 1993a; Bezuidenhout, 1993; Penrith, 1994). Auch bei Küken in Texas, welche durch einen starken Durchfall auffielen, konnten kloakale *Cryptosporidien* nachgewiesen werden (Tully, 1996). Die Infektion wird histopathologisch bei der Untersuchung der betroffenen Organe oder durch die Infektion von Oozysten aus Kotproben nachgewiesen. Die Therapie einer *Cryptosporidien*-Infektion der verschiedenen Körpergewebe ist nicht möglich, im Falle eines Kloakenprolapses kann dieser gesäubert, repositioniert und symptomatisch mittels einer Tabaksbeutelnaht therapiert werden. Eine ausgeglichene, gut eingestellte Darmflora scheint jedoch den wichtigsten Abwehrmechanismus gegen eine Infektion mit *Cryptosporidien* darzustellen (Harp, 1992; De Simone, 1995).

Obwohl *Isospora struthionis* bei einem Afrikanischen Strauß in einem russischen Zoo beschrieben wurde (Yakimoff, 1940), wurden bisher keine Fälle einer solchen Kokzidiose bei farmmäßig gehaltenen Tieren dokumentiert. Bei Ausbrüchen einer hämorrhagischen Enteritis, verursacht durch *Clostridium perfringens*, wurde fälschlicherweise eine Kokzidiose als Ursache angenommen. Der routinemäßige Einsatz von Kokzidiostatika bei Ratiten ist daher nicht notwendig und aufgrund des toxischen Potentials einiger Ionophore für diese Tiere auch nicht empfehlenswert (Gregory, 1992; Jensen, 1992)

#### 18.4.4.4. *Flagellaten*

Zu den bisher bei Ratiten nachgewiesenen Flagellaten zählen Giardien, Trichomonaden, Hexamiten und Histomonaden. Bei *Histomonas meleagridis* handelt es sich um einen häufig

bei vielen Hühnervögeln gefundenen Parasiten, er wird entweder direkt über die Fäzes infizierter Vögel, aber auch einen paratenischen Wirt, *Heterakis gallinarum*, übertragen. Nach der Aufnahme durch die Vögel beginnt sich der Parasit im caecalen Gewebe zu reproduzieren. Hier kann er ernsthafte Ulzerationen und Inflammationen sowie ausgedehnte Nekrosen hervorrufen. Betroffene Tieren zeigen Apathie, Anorexie und gelblich verfärbte Durchfälle, hierbei tritt der Tod häufig 3 – 5 Tage nach Beginn der Symptomatik auf (McMillan, 1991). Dimetridazol und Metronidazol können therapeutisch genutzt werden, jedoch sind beide Wirkstoffe in Deutschland nicht für den Einsatz bei lebensmittelliefernden Tieren zugelassen (Tully, 1996).

#### 18.4.4.5. *Balantidium* und *Blastocystis*

##### *Balantidium* spp.

Bei *Balantidium* spp. handelt es sich um Ciliaten, welche den Verdauungstrakt vieler Reptilien, Fische und Säugetiere besiedeln, die Pathogenität bei Ratiten ist bisher noch ungeklärt. Sie sind relativ kleine Ciliaten von 40 – 70 µm x 35 – 48 µm Größe und wurden bisher vor allem bei Jungtieren mit Diarrhö gefunden, in Südafrika werden sie auch häufig mit Typhlitis in Verbindung gebracht (Tully, 1996).

##### *Blastocystis*

Diese Protozoen wurden in den Caeca von Straußen und Nandus gefunden, ihre Relevanz ist bisher jedoch ungeklärt. Die Parasiten weisen eine runde bis ovale Form und einen Durchmesser von 6 – 10 µm auf (Tully, 1996).



## 19. Operationstechniken

### 19.1. Hysterotomie

Die Retention von Eiern kommt bei Ratiten nur sporadisch vor. Die klinische Symptomatik umfasst die Einstellung der Legetätigkeit, Kloakenausfluss, welcher teilweise auch Eikonkremente enthalten kann, sowie Anorexie und Lethargie. Die Diagnosestellung erfolgt über den Palpationsbefund des Abdomens, zusätzlich kann die Erstellung eines Röntgenbildes erfolgen. Da sich unbeschaltete Eier radiologisch nicht darstellen lassen, kann in diesen Fällen eine ultrasonografische Untersuchung als diagnostisches Mittel herangezogen werden (Tully, 1996).

Präoperativ sollte ein Antibiotikum verabreicht werden, da in den meisten Fällen eine Salpingitis, unter Umständen sogar eine Peritonitis aus der Retention eines Eies resultieren kann (Tully, 1996).

Für den Eingriff wird das Tier auf der rechten Seite abgelegt und der linke Ständer in abgewinkelter Position fixiert. Nach Rupfen der Federn im ventralen und linken paramedianen Bereich des Abdomens sowie aseptischer Präparation dieses Areals erfolgt die Inzision, wobei sich die Inzisionsstelle über dem durch Palpation lokalisierten Ei befinden sollte. Nach Eröffnung der Abdominalhöhle wird das Segment des Uterus, welches das Ei enthält, nach außen vorverlagert und von anderen Organen sowie dem umgebenden viszeralem Gewebe getrennt. Über eine kleine Inzision direkt proximal des zu entfernenden Eies kann Flüssigkeit, welche sich aufgrund der Obstruktion des Uterus angesammelt hat, aspiriert werden. Anschließend wird der Schnitt verlängert, sodass das Ei entwickelt werden kann. Nach Aspiration weiterer eventuell vorhandener Flüssigkeitsansammlungen wird die Inzision in zwei Schichten verschlossen, hierfür empfiehlt sich eine einfache fortlaufende sowie anschließend eine Cushing-Naht. Die Oberfläche des Uterus wird gespült und dieser anschließend in die Abdominalhöhle zurückverlagert. Sie sollte zudem nach unbeschalteten Eiern durchsucht werden, da sich diese nicht auf dem Röntgenbild darstellen und nur so zuverlässig zu detektieren sind. Eine Spülung der Abdominalhöhle mit warmer, isotonischer Natriumchlorid-Lösung wird empfohlen, vorallem bei vorangegangener intraperitonealer Ovulation. Der Verschluss des Abdomens erfolgt durch einfache fortlaufende Nähte des Musculus abdominus rectus sowie der Haut (Tully, 1996).

Über die Ätiologie der Retention von Eiern bei Straußenvögeln ist bisher noch nicht viel bekannt. Die Isolation verschiedener Bakterienspezies aus dem Uteruslumen legt nahe, dass eine vorangegangene Salpingitis ursächlich sein und auch einer intraabdominalen Ovulation Vorschub leisten könnte (Tully, 1996).

Eine fortdauernde Ovulation nach der Obstruktion des Oviductes führt sehr häufig zu einer

Eidotterperitonitis. Ausgelöst werden kann dies durch Eizellen, welche nicht in das Infundibulum gelangen sowie durch die Ruptur des Oviductes. Therapeutisch müssen bei einer Eidotterperitonitis die Eibestandteile aus dem Abdomen entfernt, das Peritoneum gespült und systemisch wirkende Antibiotika verabreicht werden (Tully, 1996).

### **19.2. Amputation des Dottersacks**

Der Dottersack, ein Divertikel des Darmes, ist über einen Steg und ein begleitendes Gefäßsystem mit dem Dünndarm verbunden. Kurz vor dem Schlupf wird er in die Abdominalhöhle eingezogen. In ihm befindet sich der Eidotter, welcher das Küken während der Entwicklung im Ei und auch einige Tage danach mit Nährstoffen versorgt. Nachdem dieses komplett verbraucht wurde, wird der Dottersack in narbiges Gewebe umgebaut, welches als Meckel'sches Divertikel bezeichnet wird (Tully, 1996).

Klinische Symptome einer Retention oder Infektion des Dottersackes zeigen sich bei Küken 10 bis 14 Tage nach dem Schlupf und umfassen eine verminderte Wachstumsrate, Gewichtsverlust, Anorexie, Apathie sowie ein vorgewölbtes Abdomen. Die betroffenen Tiere stehen häufig mit durchhängendem Hals abseits von anderen Küken und können zudem Ataxien aufweisen. Eine fehlende oder unvollständige Retention des Dottersackes kann aufgrund erhöhter Temperatur und Luftfeuchtigkeit während des Brutvorganges oder des Schlupfes auftreten, zudem wird dies durch eine zu zeitige Fütterung, einen gastrointestinalen Ileus sowie eine Infektion des Dottersackes begünstigt (Tully, 1996).

Bei der Palpation des Abdomens kann in der Regel eine abdominale Masse mit einer Größe von 0,5 cm bis 6 cm ertastet werden. Dieser Befund zusammen mit der klinischen Symptomatik ist normalerweise für eine Diagnosestellung ausreichend, in Einzelfällen kann das Anfertigen eines Röntgenbildes den Verdacht auf einen persistierenden Dottersack erhärten. Bei einer diffusen klinischen Symptomatik sowie unklaren Befunden bei der Abdominalpalpation bietet in der Regel eine ultrasonografische Untersuchung mehr verwertbare Informationen als die Radiologie (Tully, 1996).

Vor Durchführung eines chirurgischen Eingriffes sollte bereits mit einer antibiotisch wirksamen Therapie begonnen werden, welche mindestens bis 5 Tage nach der Operation fortgeführt werden sollte. Hierfür empfiehlt sich ein Breitbandantibiotikum wie Enrofloxacin (2 mg/kg i.m. oder p.o., q 12h). Für die Narkoseeinleitung kann eine Kombination aus Xylazin (2 mg/kg) und Ketamin (20 mg/kg) gewählt werden, beide per intramuskulärer Applikation verabreicht, zur Aufrechterhaltung sollte eine Inhalationsnarkose mit Isofluran verwendet werden. Das Küken wird für den Eingriff in Rückenlage positioniert, die Federn im ventralen

Abdomen gerupft und der ganze Bereich gereinigt und desinfiziert. Über eine 2 bis 3 cm lange, komaförmig um den Nabel verlaufende Inzision wird die Abdominalhöhle eröffnet. Hierbei ist zu beachten, dass der Musculus rectus abdominis bei jungen Küken extrem dünn ist und eine erhöhte Gefahr besteht, auch den sich darunter befindlichen Dottersack zu penetrieren. Dies führt zu einer Eidotterperitonitis und als Folge zum Tod des Tieres und ist daher unbedingt zu vermeiden. Nach Eröffnung des Abdomens wird der Dottersack durch leichten bilateralen Druck aus der Abdominalhöhle verlagert, hierfür muss die Inzision je nach dessen Größe unter Umständen verlängert werden, um einer Ruptur durch zu große Druckverhältnisse zu verhindern. Anschließend wird der Verbindungssteg des Dottersackes mit dem Darm mittels einer Arterienklemme abgeklemmt um zu verhindern, dass Eigelb austritt, wenn der Steg durchtrennt wird. Anschließend wird eine Ligatur nahe der Einmündung in den Darm angebracht und der Dottersack zwischen der Arterienklemme und der Ligatur abgesetzt. Die Abdominalwand sowie die Haut werden nach durchgeführter Amputation mittels absorbierbaren Nahtmaterials verschlossen. Eine bakteriologische Untersuchung inklusive Antibiotogramm von dessen Inhalt sollte stets eingeleitet werden, um eventuell auftretende Resistenzen zu erkennen und die Wahl des eingesetzten Antibiotikums bei Bedarf nochmals zu ändern (Tully, 1996).

Die Überlebensrate nach Dottersackamputationen beträgt für Emus ca. 80%, bei Straußenküken überlebt etwa die Hälfte der Tiere. Die Wahrscheinlichkeit hierfür wird umso höher, je früher die Notwendigkeit eines Eingriffes erkannt und dieser durchgeführt wird. Zur Prävention des Auftretens von Dottersackretentionen und –entzündungen empfehlen einige Autoren Küken erst nach 4 bis 5 Tagen Futter anzubieten, um einen möglichst schnellen vollständigen Verbrauch des Dotters zu gewährleisten. Dies ist nach heutigen Tierschutzstandards nicht mehr zu empfehlen, vielmehr sollte darauf geachtet werden, dass den Tieren ein schonender Übergang von der Ernährung über den Dottersack zu einer Nährstoffversorgung aus dem aufgenommenen Futter ermöglicht wird (Tully, 1996).

### **19.3. Wundmanagement**

Die meisten Grundsätze des Wundmanagements bei Säugetieren können ebenfalls auf Ratiten angewendet werden. Die initiale klinische Allgemeinuntersuchung stellt hierbei eine wesentliche Komponente dar, da sie die Grundlage für das weitere Vorgehen bildet. Hierbei sollten zuerst die Vitalfunktionen überprüft und wenn nötig die Atmung sowie das Herz-Kreislauf-System unterstützt werden. Blutungen sollten wenn möglich mittels Druckverbänden, hämostatisch wirkenden Agentien sowie Ligaturen zum Stillstand gebracht werden (Tully, 1996).

Die am häufigsten von **traumatisch bedingten Verletzungen** betroffenen Körperstellen sind der Kopf, Hals sowie die Hintergliedmaßen. Wunden sollten zuerst hinsichtlich der Verletzung lebensnotwendiger Strukturen wie Blutgefäßen, Nerven und Organen evaluiert werden. Das Wunddebridement sowie der Verschluss des traumatisierten Gewebes erfolgt gemäß dem Vorgehen bei anderen Tierarten. Hierbei sollte die Entstehung von Wundhöhlen vermieden werden, ist dies nicht möglich, muss auf eine ausreichende Drainage der betroffenen Region geachtet werden (Tully, 1996).

**Wunden**, bei denen ein großer Teil der Haut verletzt wurde oder die eine schlechte Heilungstendenz durch Epithelisierung zeigen, können von einer Transplantation körpereigenen Gewebes profitieren. Diese Technik kann sowohl bei frischen Wunden wie auch bei gesundem Granulationsgewebe angewendet werden. Das zu transplantierende Gewebe kann unter anderem aus dem Inguinalbereich entnommen werden, die hier entstehende Wunde wird mit Hilfe von Einzelheften verschlossen. Auch das Transplantat wird durch Einzelhefte mit dem umliegenden Gewebe verbunden, zusätzlich kann dies mit einem Gewebekleber auf Cyanoacrylbasis unterstützt werden. Die nachfolgende Wundpflege sollte die Verhinderung exzessiver Bewegungen durch das Anbringen eines entsprechenden Verbandes sowie das Auftragen topisch wirksamer antimikrobieller Substanzen zum Schutz vor Infektionen beinhalten. Hier sind vor allem neomycin-, polymyxin-, bacitracin sowie gentamicinhaltige Antiinfektiva das Mittel der Wahl, wobei die jeweiligen gesetzlichen Bestimmungen bezüglich der Anwendung bei lebensmittelliefernden Tieren beachtet werden müssen (Tully, 1996).

**Läsionen des Ösophagus** heilen in der Regel sehr schnell bei Ratiten. Im Anschluss an das Debridement der Wundränder können diese mittels resorbierbarem Faden vernäht werden, wobei zuerst ein Verschluss der Mucosa und anschließend der seromuskulären Schicht erfolgen sollte (Tully, 1996).

Zur Behebung eines **Trachealkollapses** aufgrund eines Traumas können ringförmige Prothesen verwendet werden. Diese können aus Polypropylen-Spritzen hergestellt werden. Der Zugang zur Trachea erfolgt im Bereich der ventralen cervicalen Mittellinie auf Höhe des betroffenen Abschnittes der Luftröhre. Dieser wird vom umgebenden Gewebe freigelegt, sodass die Ringprothese um das betroffene Segment angelegt werden kann. Im Gegensatz zu den Säugetieren befinden sich bei Ratiten in diesem Bereich keine großen Nerven wie zum Beispiel der N. laryngeus recurrens nahe der Trachea. Der Ring wird mit der Luftröhre vernäht um eine korrekte Position der Prothese gewährleisten zu können, hierbei ist darauf zu achten, dass die Mucosa der Trachea nicht penetriert wird, da dies ein hohes Infektionsrisiko birgt. Anschließend werden umgebendes Weichteilgewebe sowie die Haut verschlossen. Während und nach des operativen Eingriffs sollte das Tier mit einem

Breitspektrum- Antibiotikum abgedeckt werden (Tully, 1996).

#### **19.4. Orthopädische Eingriffe**

Die Entwicklung orthopädisch bedingter Krankheiten ist ein häufiges Problem bei sich im Wachstum befindlichen Ratiten und kann signifikante Morbiditätsraten innerhalb einer Herde erreichen. Zusätzlich spielen auch traumatisch bedingte Verletzungen wie zum Beispiel Frakturen eine große Rolle, da es sich bei den Laufvögeln um ausgeprägte Fluchttiere handelt. Schließlich stellen auch Fehler bei Handling und Fixierung der Tiere eine nicht selten gesehene Quelle für Verletzungen dar (Tully, 1996).

##### 19.4.1. Entwicklungsbedingte orthopädische Erkrankungen

Häufige Ursache von entwicklungsbedingten orthopädischen Erkrankungen sind ein zu schnelles Wachstum oder eine nicht ausreichende Bewegung von Küken und Jungtieren. Die hieraus entstehenden Deformationen umfassen verkrümmte Zehen, Spreizbeine, Fehlstellungen der Ständer durch Deformation des Sprunggelenkes, Osteochondrosis sowie Rotationsfehlstellungen des Tibiotarsus (Tully, 1996).

Für die Deformation des Sprunggelenkes wird eine multifaktorielle Ätiologie angenommen. Häufig betroffen sind schnellwachsende Küken sowie Tiere, welche eine Hintergliedmaße aufgrund von schmerzhaften Zuständen an der kontralateralen Seite überbelasten. In den meisten Fällen resultiert aus dieser Deformation eine Valgusstellung im Bereich des Tarsalgelenkes. Vor einem Eingriff sollte der genaue Ursprung der Fehlstellung mittels Röntgenaufnahmen festgestellt werden. Die anschließende chirurgische Korrektur bei Ratiten erfolgt gemäß dem Vorgehen bei Fohlen. Für die nächsten 48 Stunden sollte das betroffene Bein mit einem Stützverband versorgt und das Küken in einem sehr kleinen Stallabteil untergebracht werden um eine Überbelastung zu vermeiden (Tully, 1996).

Ist ursächlich für die Fehlstellung ein schmerzhafter Zustand auf der kontralateralen Seite auszumachen, sollte die Schmerzquelle wenn noch vorhanden identifiziert und beseitigt werden. Hierzu ist häufig der Einsatz von nicht-steroidalen Antiphlogistika angezeigt. Spricht der Knochen auf die vorgenommene periostale Erhöhung an, sollte die Korrektur der Fehlstellung innerhalb von 3-4 Wochen nach dem operativen Eingriff abgeschlossen sein (Tully, 1996).

Valgusdeformationen, deren Ursprung röntgenologisch bestimmt werden können und häufig in der Diaphyse des Tarsometatarsus zu finden sind, benötigen eine sogenannte „wedge

osteotomy“. Jedoch sind die Ergebnisse dieses Eingriffs häufig unbefriedigend, da die benötigte absolut starre Fixation nur schwer zu gewährleisten ist. Diese ist jedoch absolut notwendig um während des Heilungsprozesses der Gewichtsaufnahme auf die Gliedmaße entgegenwirken zu können. Hierfür eignet sich bei Küken am besten ein Cast-Verband, bei älteren Tieren eine Fixation mittels Platten, welche in den Knochen verschraubt werden (Tully, 1996).

#### 19.4.2. Traumatisch bedingte orthopädische Erkrankungen

Da es sich bei Ratiten um ausgeprägte Fluchttiere handelt, sind Frakturen der Hintergliedmaßen ein häufiges Problem, mit dem Straußenhalter und Tierärzte konfrontiert werden. Sie können als Folge eines Traumas nach Kollisionen mit Gehegeumzäunungen, Stallgebäuden und Bäumen oder auch bei Kämpfen mit Artgenossen auftreten. In der Regel ist für die Diagnosestellung von Frakturen der langen Röhrenknochen die Palpation der betroffenen Gliedmaße ausreichend, jedoch ist die Erstellung von Röntgenaufnahmen zur Beurteilung der Notwendigkeit eines chirurgischen Eingriffs wichtig. Offene und Trümmerfrakturen sind deutlich komplizierter in der Therapie, als gedeckte oder einfache Knochenbrüche. Entscheidend bei der Erstversorgung eines Patienten sind die Vermeidung einer weiteren Traumatisierung des die Fraktur umgebenden Weichteilgewebes, die Aufrechterhaltung des Blutflusses in der betroffene Region sowie der Schutz gedeckter Frakturen, damit sich aus diesen nicht durch unsachgemäße Bewegung ein offener Bruch entwickeln kann. Um dies zu gewährleisten, sollte die frakturierte Gliedmaße stabilisiert werden, dies kann sich aber vor allem bei adulten Tieren mit Frakturen der langen Röhrenknochen der Hintergliedmaßen als äußerst schwierig erweisen, da diese versuchen den Ständer während des Transportes zu einer Tierklinik zu belasten. Für Frakturen im Tarsometatarsus- sowie Tibiotarsusbereich eignet sich am besten eine Bandagierung ähnlich einem Robert-Jones-Verband, im Bereich des Femurs können keine Verbände angebracht werden, jedoch geben hier die umgebenden Muskeln eine gewisse, wenn auch limitierte Stabilität (Tully, 1996).

Bei den meisten Frakturen langer Röhrenknochen ist die Prognose vorsichtig bis ungünstig. Dies ist vorallem dadurch bedingt, dass die Tiere bereits kurz nach operativen Eingriffen wieder volle Last auf die betroffene Gliedmaße aufnehmen müssen um Komplikationen wie einer Rhabdomyelose im kontralateralen Ständer vorzubeugen. Zudem ist das Anbringen interner Fixationsmethoden im Tarsometatarsusbereich vergleichsweise schwierig, da hier nur sehr wenig Weichteilgewebe zur Verfügung steht, mit welchem die Implantate gedeckt werden können. Bei Jungtieren erschwert die weiche Struktur der Kortikalis eine Fixation mittels Pins und Schrauben. Trotzdem scheint das Management von Frakturen langer

Röhrenknochen bei Tieren, die jünger als 3 Monate sind, aufgrund ihrer relativ geringen Körpermasse einfacher zu sein (Tully, 1996).

Eine chirurgische Versorgung von Femurfrakturen stellt sich als äußerst schwierig dar, da der Knochen pneumatisiert ist und bei Jungtieren zudem einen sehr dünnen Kortex sowie Epiphyse aufweist (Tully, 1996).

Frakturen des Tibiotarsus lassen sich am besten bei Tieren bis zu einem Alter von 6 Monaten mittels Plattenosteosynthese versorgen, der Zugang zum Frakturspalt sollte hierbei von medial aufgrund des geringen Anteils an Weichteilgewebe in diesem Bereich erfolgen. Je nach Art der Fraktur kann bei Jungtieren auch eine konservative Heilung mittels fixierendem Cast erfolgreich sein. Einige Autoren berichten zudem von der Möglichkeit, bei Jungtieren bis zu einem Alter von 2 Monaten das Einbringen von intramedullären Pins in Kombination mit einer Hemicerclage, welche in Achtertouren angebracht wird. Die Prognose bei Tibiotarsusfrakturen ist vorsichtig, da die gesunde Gliedmaße stets einer deutlichen Mehrbelastung standhalten muss und sich gerade bei Jungtieren hieraus einer Deformation im überbelasteten Tarsalgelenk entwickeln kann (Tully, 1996).

Knochenbrüche des Tarsometatarsus können je nach Frakturart und Alter des Patienten mittels interner Fixation mit Plattenosteosynthese und Pins oder mit einem fixierenden Cast versorgt werden. Aufgrund der höheren Knochendichte sowie der dickeren Kortikalis ist in diesem Bereich ein deutlich besserer Halt der Implantate gegeben als am Tibiotarsus. Zudem ist der Knochen bedingt durch den geringen Anteil an umgebendem Weichteilgewebe vergleichsweise einfach zugänglich, jedoch stellt dies bei Abschluss des Eingriffs auch einen erheblichen Nachteil dar, da es häufig schwierig ist, eingebrachte Implantate adäquat mit Weichteilgewebe zu decken. Eine weitere Komplikation bei adulten Tieren stellt die Länge der einzubringenden Platten dar, da gängige Standardmodelle in der Regel zu kurz sind und ihre Spannweite nicht von Metaphyse zu Metaphyse reicht. Platten, bei denen ein oder sogar beide Enden im Diaphysenbereich angebracht werden, haben sich als ungünstig erwiesen, da hier die Knochendichte deutlich geringer ist als in der Metaphyse (Tully, 1996).

Die Versorgung von Frakturen der langen Röhrenknochen kann bei Ratiten mit einer Vielzahl von Problemen verbunden sein. Neben den bereits genannten Komplikationen stellt auch die Aufwachphase aus der Narkose vor allem bei adulten Tieren ein erhebliches Risiko dar, da hier aufgrund von Hyperexzitationen erneut Schäden im Frakturbereich entstehen können. Bei Patienten, welche noch einige Zeit nach dem Eingriff festliegen, kann sich eine Rhabdomyelose entwickeln. Zudem kann durch den hohen Druck bei Lagerung des Patienten auf der Seite eine Paralyse des Nervus ischiadicus oder ein ischämisches Ödem entstehen. Dieses Problem ist von Eingriffen bei Pferden bekannt, die Lagerung und

Entlastung mittels Schlingen, wie sie bei diesen Tieren angewendet werden, stellt sich bei Ratiten jedoch als schwierig dar, da diese häufig zu exzessiven Bewegungen und damit verbundenen weiteren Verletzungen führen (Tully, 1996).

## 20. Diskussion

Die Haltung von Laufvögeln in Deutschland verzeichnet in den letzten Jahren ein deutlich wachsendes Interesse. Waren es Mitte der 1990er Jahre noch einzelne Straußenhalter, so ist die Zahl mittlerweile auf ca. 70 Haltungen, in welchen die Tiere kommerziell genutzt werden, angestiegen. Hierbei ist zu beachten, dass viele Hobbyhalter ihre Laufvogelhaltung nicht bei den entsprechenden Einrichtungen angezeigt haben, sodass von einer deutlich höheren Besatzdichte in Deutschland ausgegangen werden muss. Seit ihrem Beginn in Deutschland wird die Haltung von Ratiten vor allem hinsichtlich ihrer tierschutzrechtlichen Aspekte kontrovers diskutiert. Da nur etwa 10 % der Erkrankungen bei Ratiten primär infektiös bedingt sind (Kreibich, 1995), kommt den Management-assoziierten Aspekten der Haltung eine weitaus bedeutendere Rolle zu, als dies bei anderen Tierarten der Fall ist. Es ist daher sowohl für den Tierhalter wie auch für den bestandsbetreuenden Tierarzt und alle anderen Personen, welche in die Pflege und Betreuung der Tiere involviert sind, unerlässlich, sich kritisch mit wichtigen, die Tiergesundheit beeinflussenden Faktoren auseinander zu setzen, die artspezifischen Bedürfnisse zu kennen und stets eine Haltung unter optimalen Bedingungen anzustreben.

Die Bedarfszahlen für **Stall- und Gehegeflächen**, welche seitens der Tierärztlichen Vereinigung für Tierschutz (TVT) (Anonym, 1996 a), des Europarates (Anonym, 1997), des BMELV (Anonym, 1996 b) sowie einiger Verbände und Arbeitsgruppen empfohlen werden, weisen deutliche Unterschiede zueinander auf. Dies resultiert regelmäßig in einer unterschiedlichen Interpretation und Bewertung hinsichtlich einer tierschutzgerechten Haltung von Laufvögeln sowohl bei den Tierhaltern, wie auch bei den aufsichtsführenden Behörden und beratenden Einrichtungen. So variieren die geforderten Maße für Stallflächen je nach Autor von 10 m<sup>2</sup> für adulte Strauße in den Europaratsempfehlungen (Anonym, 1997) und dem Merkblatt des TVT (Anonym, 1996 a) über 4 m<sup>2</sup> pro Tier bei einer Mindestfläche von 15 m<sup>2</sup> in den Forderungen des Artgerecht e.V. (artgerecht e.V., 2016) bis hin zu 1 m<sup>2</sup> pro Tier für maximal 1 Zuchttrio in den Empfehlungen von Korbel (Korbel, 2016b). Die derzeit rechtlich bindende Grundlage stellt jedoch in jedem Fall die Europaratsempfehlung mit den in ihr zugrunde gelegten Werten dar.

Da es sich bei Ratiten um Laufvögel handelt, muss ihnen permanent ausreichend **Auslauf** auf einer Weidefläche ermöglicht werden, sodass die Tiere ihrem artgemäßen Bewegungsbedürfnis nachkommen können (Anonym, 1997). Zudem sollte das Außengehege die Möglichkeit für schnelle Sprints bieten, da es sich um primär visuell gesteuerte Fluchttiere handelt, die auch bei kleinen Störfaktoren wie lauten Geräuschen (zum Beispiel durch ein über das Areal fliegendes Flugzeug) oder auch bei plötzlichen Bewegungen zu panikartigen Fluchtreaktionen neigen können. Hierbei ist bei der Umzäunung der Gehegefläche auf die Vermeidung spitzer Winkel zu achten, da diese ein erhöhtes Verletzungspotential für flüchtende Vögel bieten (Anonym, 1996 a).

Weiterhin wurde gefordert, dass die **Deckung des Futterbedarfes** über die Weide zu einem überwiegenden Teil ganzjährig möglich sein muss. Vor allem während der Vegetationsperiode sollte stets frischer Bewuchs als Nahrung zur freien Verfügung stehen (Anonym, 1996 a). Eine vollständige ganzjährige Beweidung von Flächen mit frischem Gras ist jedoch in Deutschland in der Regel nicht möglich, sodass die Tiere spätestens in den Wintermonaten auf eine Zufütterung angewiesen sind (Korbel, 2016b). Eine Bedarfsdeckung kann durch eine geeignete Zufütterung im Stall erreicht werden. Hierbei sollte in jedem Fall auf einen ausreichend hohen Rohfaseranteil geachtet werden, da dies für eine physiologische Tätigkeit des Gastrointestinaltraktes der Tiere von außerordentlicher Bedeutung ist (Korbel et al, 2016). Als Zusatzfutter eignet sich beispielsweise grob gehäckseltes Heu sowie Silagen (Korbel, 2016b). Die Zufütterung sollte in den Unterständen bzw. Ställen der Tiere erfolgen, da hier das Futter vor schlechten Witterungsbedingungen und einem damit einhergehenden vorzeitigen Verderb geschützt ist. Auch das Risiko eines Eintrages von Krankheitserregern durch Wildvögel wird hierdurch deutlich minimiert (Korbel, 2016b). Von großer Bedeutung bei der Fütterung im Stall ist, dass für jedes Tier der Gruppe ein Futterplatz zur Verfügung steht (Anonym, 1997), da die einzelnen Vögel häufig dem Herdentrieb folgen und gemeinsam Futter aufnehmen wollen. Bei einer nicht ausreichenden Anzahl an Futterplätzen können Rangordnungskämpfe entstehen, hierbei besteht eine erhöhte Verletzungsgefahr für die beteiligten Tiere und auch eventuell betreuendes Personal. Zudem würde dies einen unnötigen, Management-bedingten Stressfaktor für die einzelnen Vögel darstellen, welcher durch eine entsprechende Anzahl an Futterplätzen minimiert werden kann.

Eine Grundvoraussetzung für die frequente Nutzung der Ausläufe durch die Tiere stellt eine entsprechende **Qualität der Böden** hinsichtlich der Trittsicherheit dar. Zur Erhaltung einer gesunden Grasnarbe muss die Besatzdichte stets der Gehegegröße und den spezifischen Gegebenheiten des Geländes angepasst werden. Von Trittschäden betroffen sind hier hauptsächlich stark beanspruchte Teile der Weide, zu diesen zählen unter anderem die Gehegegrenzen, welche regelmäßig von den Tieren abgeschritten werden. Hier ist zu fordern, dass die Trittsicherheit der Tiere auf allen Bereichen der Weide stets gewährleistet sein muss. Bei der Auswahl der Weideflächen ist daher darauf zu achten, dass auch bei häufigen und anhaltenden Niederschlägen keine Staunässe entstehen kann, sodass der Boden ganzjährig trittsicher und rutschfest bleibt. Kann dies nicht gewährleistet werden, muss die Möglichkeit geschaffen werden, dass die Tiere rechtzeitig umgetrieben werden oder es muss eine Trockenlegung der Flächen erfolgen (Anonym, 1996 b). Eine Zusatzfläche für einen Umtrieb wird auch in den Mindestanforderungen an die Haltung von Straußenvögeln gefordert (Anonym, 1996 b). Hier ist jedoch als kritisch anzusehen, dass vor allem Adulttiere während der Brutsaison eine ausgesprochene Reviertreue zeigen und ein Umtrieb aus ethologischen Gesichtspunkten einen nicht zu vernachlässigenden Stressfaktor darstellt (Anonym, 1996 a).

Die **Umzäunung** der Gehege sollte stets an das Alter der Tiere angepasst sein. Ratiten sind in der Lage, relativ hohe Barrieren zu überwinden. Die Zäune sollten für adulte Strauße mindestens eine Höhe von 1,80 m, für adulte Nandus 1,70 m und für adulte Emus 1,60 m aufweisen (Anonym, 1996 b). In der Vergangenheit wurden häufig Doppelzäune mit mindestens 1,80 Meter Abstand zwischen den einzelnen Zäunen (Anonym, 1997; Anonym, 1996 b) mit dem Hintergrund gefordert, dass getrennt gehaltene Gruppen so keinen direkten Kontakt zu einander haben. Hierdurch soll ein Konkurrenzverhalten um angrenzende Reviergebiete vermieden werden, sodass keine Rangordnungskämpfe an den Zäunen entstehen. Praktische Beobachtungen lassen jedoch die Schlussfolgerung zu, dass bei Doppelzaunhaltung vor allem benachbarte Adulttiere einen deutlich erhöhten Stresslevel aufweisen. Die Vögel haben hier einen permanenten Sichtkontakt zu möglichen Konkurrenten, aufgrund der künstlich geschaffenen Distanz können jedoch die zur Bildung einer Rangfolge notwendigen Verhaltensabläufe nicht ausgelebt und daher eine Rangordnung nicht geklärt werden (Korbel, 2016b). Die hieraus resultierenden, dauerhaft aufgestauten Aggressionen können sich unter Umständen auf das Pflegepersonal umrichten, wodurch ein deutlich erhöhtes Risikopotential für die entsprechenden Personen entsteht (Korbel, 2016b). Dies ist bei Einfachzäunen nicht der Fall, allerdings muss dafür Sorge getragen werden, dass sie bestimmte Kriterien erfüllen. Hierzu zählt eine gute Sichtbarkeit des Zaunes, zudem sollte er so beschaffen sein, dass kein Verletzungspotential

für die Tiere besteht. Der Einsatz von Stacheldraht und Elektrozäunen ist stets abzulehnen (Anonym, 1996 b). Die anfänglich an einem Einfachzaun häufiger entstehenden, kleineren Auseinandersetzungen dienen der Klärung einer Rangfolge zwischen den Tieren.

In den Mindestanforderungen (Anonym, 1996 b) wird ein **Sichtschutz** an der Gehegegrenze gefordert, dieser kann jedoch ebenfalls einen Stressfaktor für die Tiere darstellen, da es sich bei Ratiten um primär visuell ausgerichtete Tiere handelt (Korbel et al, 2016). Zu ihren natürlichen Verhaltensmustern gehört das „Scannen“ des Horizontes auf potentielle Gefahrensituationen (Mushi, 1998), dies wird durch einen entsprechenden Sichtschutz jedoch behindert, sodass es den Tieren nicht möglich ist, beim Auftreten von Geräuschen oder anderen plötzlich eintretenden Ereignissen die Situation hinsichtlich einer potentiellen Gefahrenquelle zu bewerten. Dies resultiert häufig in Panikreaktionen seitens der Tiere und kann zu einem erhöhten Gefährdungsrisiko für Mensch und Tier führen.

In jedem Gehege muss ein **Stall** errichtet werden, welcher Platz für die gesamte Gruppe bietet und als Schutz bei widrigen Wetterbedingungen fungieren soll (Anonym, 1997). Hierbei ist zu beachten, dass er als Außenklimastall zu gestalten ist (Anonym, 1996 a). Von einer Beheizung ist prinzipiell abzusehen, da hieraus vor allem im Winter ein zu hohes Temperaturgefälle zwischen den Innen- und Außentemperaturen entsteht, welches einen prädisponierenden Faktor für die Entstehung bestimmter Erkrankungen wie beispielsweise einer Aspergillose darstellt (Anonym, 1996 a). Lediglich für Jungtiere ist eine zusätzliche Beheizung bei entsprechenden Außentemperaturen notwendig, da diese noch nicht über die notwendigen Thermoregulationsmechanismen verfügen. Die Öffnungen des Stalles zu der Weidefläche muss stets so groß sein, dass sie zügig von allen Tieren passiert werden kann und ranghöhere Tiere den rangniederen nicht den Weg versperren können (Anonym, 1996 a). Hinsichtlich der Beleuchtung gibt es keine analog zum Mastgeflügel festgelegte Mindestluxzahl, es ist jedoch darauf zu achten, dass der Stall gleichmäßig beleuchtet wird. Dabei sollte die Helligkeit angepasst an jene sein, welche zur gleichen Tageszeit im Freien herrscht. Eine künstliche Ausdehnung der Beleuchtungsdauer auf über 16 Stunden ist in jedem Fall abzulehnen, da hierdurch ein physiologischer Tag-Nacht-Rhythmus unterbunden wird. Zudem sollten im Stall montierte Kunstlichtquellen flackerfreies Licht emittieren, welches sich durch ein Vorschalten von elektronischen Gleichrichtern erreichen lässt. Es sollte einem Vollspektrum entsprechen und Tageslichtcharakter aufweisen (Korbel et al, 2016).

Neben der bereits beschriebenen Funktion als Witterungsschutz kommt dem Stall auch eine

besondere Bedeutung im Rahmen von Ausnahmefällen wie einem seuchenhygienisch erforderlichen Aufstallungsgebot zu. Er muss daher eine ausreichende Größe aufweisen, um die gesamte Gruppe für einen mehrere Tage andauernden Zeitraum unterbringen zu können. Nach den aktuellen Mindestanforderungen für die Haltung von Straußen ist eine komplette Aufstallung für 3 aufeinanderfolgende Tage und maximal 10 Tage im Monat zulässig, während dieser Zeit muss den Tieren jedoch zusätzlich zum Stall eine jederzeit nutzbare Bewegungsfläche als Laufhof oder Vorgehege in dreifacher Stallgröße zur Verfügung stehen (Anonym, 1996 b). Jedoch kann es in Ausnahmesituationen nötig sein, diese Dauer zu überschreiten, wobei der Tierhalter bei genauer Betrachtung gegen gültiges Recht verstößt. Zu solchen Situationen kann beispielsweise eine beschädigte Zaunanlage zählen, bei welcher es zwingend notwendig ist, die Tiere sicher unterzubringen. Aber auch im Rahmen einer Seuchengefahr, beispielsweise einem Ausbruch der Aviären Influenza, kann eine kurzzeitige Aufstallung angezeigt sein, da die Tiere hierdurch von Wildvögeln als potentielle Infektionsträger abgeschirmt werden. Eine solche länger andauernde Aufstallung ist jedoch nach den derzeit gültigen, rechtlichen Vorgaben nicht möglich, es sei denn, es erfolgt ein entsprechendes behördlich angeordnetes Aufstallungsgebot.

**Folientunnel**, wie sie häufig im Gartenbau eingesetzt werden, sollten für die Haltung von Ratiten nicht verwendet werden, da sich hier vor allem während der Sommermonate sehr hohe Temperaturen in ihrem Inneren entwickeln können, welche zu Schädigungen und sogar Todesfällen der Tiere führen können (Anonym, 1996 a). Zusätzlich besteht hier ein erhöhtes Gefährdungs- und Ausbruchpotential, da die Folie durch Einflüsse von außen, aber auch durch die Tiere selbst, leicht beschädigt werden kann. Dies resultiert zudem in einem hohen Einsatz an Materialkosten.

Einer der am häufigsten als kritisch bewerteten Faktoren stellt die Haltung von Laufvögeln unter den in Deutschland herrschenden **Klimabedingungen** dar, wobei die oft kalten und windigen Wetterbedingungen der Region als negativ für den Gesundheitszustand und das Wohlbefinden der Tiere bewertet werden (Wöhr, 2006). Studien belegen, dass Laufvögel bei zunehmend nassem, gefrorenem oder schneebedecktem Untergrund den Schutz ihrer Stallungen aufsuchen (Schulz, 2004), dies zeigt deutlich die Adaptionfähigkeit der Vögel an bestimmte Klimaerscheinungen. Hierbei ist jedoch zu beachten, dass die Tiere nicht grundsätzlich schneebedeckte Ausläufe meiden und somit durch die herrschenden Klimafaktoren in eine saisonal vollständige Stallhaltung gedrängt werden. Auch Regenwetter veranlasst die Tiere nicht prinzipiell, vermehrt Schutz in ihren Stallungen zu suchen, lediglich ein häufigeres Absetzen der Vögel in ihren Außengehegen wird bei einer solchen

Wetterlage oft beobachtet (Wöhr, 2006). Eine frequentere Stallnutzung ist daher vor allem auf eine Kombination von kaltem und nassen Wetter zurückzuführen, im Hinblick auf diesen Aspekt sollte den Tieren stets die Möglichkeit gegeben werden, die Stallungen als Schutz gegen widrige Wettereinflüsse nutzen zu können. Hierbei ist zu beachten, dass sich die Tiere an eine Nutzung des Stalles gewöhnen müssen, dies kann durch verschiedene bauliche Maßnahmen erleichtert werden. Die Stallungen sollten groß genug sein, um alle Vögel gleichzeitig aufnehmen zu können (Anonym, 1997; Anonym, 1996 b), wobei jedes Tier ein gewisses Maß an Individualdistanz benötigt (Wöhr, 2006). Zudem muss den Vögeln stets die Möglichkeit geboten werden, die Außenanlagen zu nutzen um ihr ausgeprägtes Bewegungsbedürfnis befriedigen zu können, aber auch damit rangniedrige Tiere Konflikten aus dem Weg gehen und sich sozial unterordnen können. Entsprechend sollte auch bei der Zusammenstellung von Gruppen auf die Kompatibilität der einzelnen Individuen geachtet werden (Anonym, 1996 a).

Im Rahmen des vergleichsweise feuchten Klimas, welches häufig in Deutschland vorherrscht, wird auch immer wieder eine besondere Anfälligkeit der Ratiten gegenüber einer **Aspergillose** angeführt. Hierbei ist zu beachten, dass eine entsprechend hohe Luftfeuchte nur einen von mehreren Faktoren darstellt, welche eine solche Schimmelpilzkrankungen des Lungen-Luftsack-Systems begünstigen können. Auch ein Überbesatz des Geheges sowie sehr staubreiches Futter tragen zu der Entstehung eines derartigen Befalls der luftführenden und –austauschenden Organe bei (Harrison, 2004). Gerade letzterem kommt dabei eine herausragende Bedeutung zu, sodass bei der Auswahl und Kontrolle der Futtermittel auf höchste Qualität Wertzulegen ist. Zudem sollten Sandbad und Einstreu regelmäßig ausgetauscht werden, um deren Kontamination und eine damit verstärkte Inhalation der Pilzsporen durch die Tiere zu reduzieren.

Ein weiterer, häufig kritisierte Aspekt, welcher vor allem die kommerzielle Laufvogelhaltung betrifft, stellt die **künstliche Aufzucht** der Küken und Jungtiere ohne Kontakt zu ihren Eltern dar (Wöhr, 2006). Hierbei wird eine fehlende Sozialisierung der Tiere angeführt, welche in einem vermehrten Auftreten von Verhaltensstörungen resultieren soll (Hagen, 1996). Tatsächlich wird bei künstlich aufgezogenen Küken häufiger ein Picken ohne tatsächliche Futteraufnahme beobachtet, dies ist jedoch zumeist der vergleichsweise strukturarmen Einrichtung des Aufzuchtabteiles geschuldet, in welchem die Küken ihre ersten Lebensstage komplett verbringen (Riel, 2006). Mit Beginn einer stundenweisen Auslaufhaltung sinkt dieses Verhalten oft wieder auf ein mit natürlich aufgezogenen Küken vergleichbares Niveau ab (Riel, 2006). Zur Minimierung solcher Auffälligkeiten im Rahmen der künstlichen Aufzucht

sollte daher stets die Haltung der Tiere überprüft werden, da managementbedingte Fehler einen deutlich verstärkenden Effekt aufweisen können. Hierzu zählt eine mangelhafte Anleitung der Küken zu einer artgemäßen Wasser- und Futteraufnahme, aber auch zu kleine Abteile bzw. eine zu hohe Besatzdichte. Auch ein zu geringer Kontakt zu Individuen derselben Art und eine zu lange Haltung auf vegetationslosen Ausläufen können ein vermehrtes fehlgeleitetes Pickverhalten provozieren. Letzteres kann ab einem gewissen Alter der Küken im Rahmen einer Nutzung von Mobilställen, wie sie auch für andere Geflügelarten verwendet werden, vermieden werden. Managementbedingte Fehler in der Aufzucht führen zu einem erhöhten Stresslevel der Jungtiere sowie zu einer insuffizienten Deckung der Bedürfnisse und einer Fehlprägung der Tiere (Riel, 2006), welche schließlich in massiven Verhaltensauffälligkeiten resultieren können. Zu diesen zählen die vermehrte Aufnahme eines inadäquaten Substrates sowie von Fremdkörpern, Luftschnappen und Drahtzupfen, das Bepicken anderer Küken aber auch eine vermehrte Aggression gegenüber Artgenossen und pflegendem Personal. Als Konsequenz folgen nicht nur Leiden jener Tiere, welche nicht ihr artgemäßes Verhalten ausüben und Verhaltensstörungen aufweisen, sondern auch physische Schäden bei Partnertieren aufgrund des Bepickt-werdens sowie bei den auffälligen Küken selbst im Rahmen von Fremdkörper-assoziierten Verletzungen oder einer Stase des Gastrointestinaltraktes durch die vermehrte Aufnahme ungeeigneten Substrates. Bei optimalen Haltungsbedingungen hingegen können sich die Jungtiere entsprechend ähnlich zu ihren natürlich aufgezogenen Artgenossen entwickeln, dies unterstreicht die Bedeutung, welche dem Management im Rahmen der Haltung von Straußenvögeln zukommt.

Nach dem derzeitigen Kenntnisstand ist eine art- und tierschutzgerechte Haltung von Laufvögeln unter den gegebenen Verhältnissen in Deutschland möglich (Anonym, 1996 a). Hierbei bedarf es jedoch einer sorgfältigen Prüfung der einzelnen Bestände bezüglich der genutzten Gehege und Ställe sowie der Eignung der mit der Versorgung und Pflege der Tiere betrauten Personen. Nur durch fachkundiges Personal und ein optimales Management kann eine erfolgreiche Haltung dieser noch immer exotischen Tiere unter menschlicher Obhut erfolgen. Aus diesem Grund besteht in der Bundesrepublik Deutschland eine Nachweispflicht zur Sachkunde über die Haltung von Ratiten (Anonym, 1997; Anonym, 1996 b). Hier werden nicht nur Kenntnisse über die art- und tierschutzgerechte Haltung, sondern eine korrekte Fütterung, Aspekte zur Brut, Aufzucht und den Umgang mit den Vögeln sowie die rechtzeitige Erkennung von Erkrankungen vermittelt.

Der derzeitige Kenntnisstand hinsichtlich verschiedener Erkrankungen von Ratiten ergibt

sich vorrangig aus Wissen von Untersuchungen aus Südafrika, Israel, den USA und Australien, er sollte jedoch nicht ungeprüft auf in Deutschland gehaltene Tiere übernommen werden, da er aufgrund des hohen Einflusses von Umweltfaktoren wie Witterungseinflüsse, Vektoren etc. deutlich abweichen kann.

## 21. Zusammenfassung

Das in den letzten Jahren deutlich wachsende Interesse an der Laufvogelhaltung bedingt einen steigenden Bedarf an Informationen bezüglich deren Haltung und damit verbundenen Aspekten wie Fütterung, Stallbau, Gestaltung der Außengehege, Brut und Aufzucht der Tiere, aber auch der Prävention von Erkrankungen sowie der Behandlung der Vögel im Krankheitsfall. Die für in Deutschland gehaltene Straußenvögel verfügbaren Informationen werden daher in der vorliegenden Arbeit zusammenfassend dargestellt. Neben tierspezifischen Parametern wie die Anatomie, Physiologie und Ethologie der Tiere werden auch managementbedingte Aspekte, zu denen die erfolgreiche Brut und Aufzucht sowie die Haltung unter menschlicher Obhut zählen, näher betrachtet.

Bei Ratiten handelt es sich um flugunfähige Laufvögel, welche eine Größe von bis zu 2,75 m und ein Gewicht von bis zu 150 kg aufweisen können. Ihre genaue paleontologische Einordnung sowie ihr genauer Ursprung konnten bisher nicht abschließend geklärt werden. Die heutige Verbreitung wildlebender Tiere erstreckt sich mit den Nandus in Südamerika, den Emus in Australien und den Straußen in Afrika über alle Kontinente der südlichen Halbkugel mit Ausnahme der Antarktis. Die Ursprünge der Straußenhaltung lassen sich auf die Zeit um 1860 in Südafrika zurück führen, mit Entwicklung des ersten Brutapparates wurde ein deutlicher Anreiz für die farmmäßige Haltung und Zucht dieser Tiere gesetzt. Die Haltung von Straußen in Deutschland begann 1906 mit einem von Carl Hagenbeck importierten Tier, welches noch mehrere Jahre in Norddeutschland zu Schauzwecken gehalten wurde. Laufvögel besitzen einige besondere anatomische Merkmale, welche sie von anderen Vogelspezies unterscheiden. Hierzu zählen die fehlende Carina sterni, die verkümmerte Brustmuskulatur, der fehlende Kropf sowie ein den Pferden ähnlicher Gastrointestinaltrakt. Dieser bedingt eine vergleichsweise hohe Verwertung an Rohfaser, welche den Tieren auch stets zur Verfügung gestellt werden sollte. Von der Verwendung von Futtermitteln, welche für andere Geflügelarten konzipiert wurden, sollte stets Abstand genommen werden, da diese eine zu hohe Energiedichte aufweisen und zu gesundheitlichen Problemen bei Laufvögeln führen können.

Die Straußenhaltung in Deutschland wurde bereits seit ihren Anfängen immer wieder kontrovers diskutiert. Dabei stehen besonders die Faktoren für eine art- und tierschutzgerechte Haltung im Fokus. Brennpunkte der Straußenhaltung sind vor allem die Mindestmaße für Stall- und Gehegeflächen, die Verwendung von Doppel- oder Einfachzäunen sowie die reine Stallhaltung im Falle einer Seuchengefahr.

Prinzipiell muss den Tieren stets ein Auslauf zur Verfügung gestellt werden, dessen Bodenbeschaffenheit bei allen Wetterlagen eine Trittsicherheit für die Tiere gewährleistet. Stauende Nässe sollte daher auf den Flächen vermieden werden. Da in Deutschland eine ganzjährige Beweidung von Flächen nicht möglich ist, muss die Bedarfsdeckung über eine Zufütterung gesichert werden. Diese sollte stets aus hygienischen Gründen im Stall erfolgen, da so ein vorzeitiger Verderb bei ungünstigen Wettereinflüssen sowie eine Kontamination durch Wildvögel minimiert werden kann. Der Stall, welcher in jedem Gehege errichtet werden muss, muss Platz für die gesamte Gruppe bieten und sollte hell, gut belüftet, jedoch zugfrei sein. Er fungiert als Außenklimastall, eine Beheizung ist nur bei Jungtieren nötig, bei adulten Vögeln kann dies sogar zu Gesundheitsschäden aufgrund des hohen Temperaturgefälles führen. Die benötigten Mindestgrößen für Ställe und Gehege der Laufvögel, welche seitens der Tierärztlichen Vereinigung für Tierschutz (TVT), des Europarates, des BMELV sowie einiger Verbände und Arbeitsgruppen empfohlen werden, unterscheiden sich teils deutlich voneinander. Die derzeit rechtlich bindende Grundlage stellt hierbei die Europaratsempfehlung dar. Die Ausläufe der Tiere müssen sicher eingegrenzt werden, hierfür eignet sich Maschendrahtzaun, dessen Maschenweite deutlich größer ist als der Kopf der Tiere um Verletzungen zu vermeiden. Der Einsatz von Stacheldraht und Elektrozäunen ist als tierschutzwidrig anzusehen. Kontrovers wird der Einsatz von Doppel- und Einfachzäunen diskutiert. Erstere sollen Randordnungskämpfe an den Reviergrenzen unterbinden. Hierbei können sich jedoch Aggressionen anstauen, welche sich schließlich gegen das pflegende Personal richten können. Dies ist bei Einzelzäunen seltener der Fall.

Abschließend werden verschiedene Erkrankungen der Laufvögel näher betrachtet, wobei neben primären Infektionskrankheiten auch managementbedingte Krankheiten dargestellt werden. Nichtinfektiöse Erkrankungen finden häufig ihre Ursache in Haltungs- und Managementfehlern. Schon während des Brut- und Schlupfvorganges, aber auch in der Aufzucht der Tiere ist darauf zu achten, dass optimale Umweltbedingungen herrschen, da bereits hier der Grundstein für möglicherweise erst viel später auftretende Erkrankungen gelegt werden kann. Zu den wichtigsten nichtinfektiösen Erkrankungen zählen die Verkrümmung von Zehen, abrutschende Sehnen im Bereich des Sprunggelenkes sowie diätetisch bedingte Krankheitsbilder. Primär infektiöse Krankheiten treten bei Laufvögeln im Vergleich zu management-bedingten Erkrankungen seltener auf, hier stellen ätiologisch vor allem verschiedene bakterielle sowie virale Infektionen, aber auch Parasitosen die auslösenden Faktoren dar.

## 22. Summary

In recent years ratite farming is of increasing interest. This causes an increasing need for information regarding their husbandry and related issues such as feeding, stable construction, design of outdoor enclosures, breeding and rearing of animals but also the prevention of diseases and the treatment of birds in case of illness.

The informations available for ratites held in Germany are therefore summarized in this Dissertation thesis. In addition to animal-specific parameters such as anatomy, physiology and etiology of the animals also management-related aspects such as successful breeding, rearing and husbandry under human care are considered in detail.

Ratites are flightless birds which may have a size of up to 2.75 m and weight up to 150 kg. The exact paleontological classification and their origin have not been clarified yet. The present distribution of wild ratites spreads along with rheas in South America, emus in Australia and ostriches in Africa across all continents of the southern hemisphere with the exception of Antarctica. The origins of ostrich farming can be traced back around 1860 in South Africa. With development of the first brooder a significant incentive for keeping and breeding these animals in captivity has been set. Husbandry of ostriches in Germany began in 1906 with an ostrich imported by Hagenbeck. This bird was kept for several years in North Germany for displaying purposes. Ratites possess some special anatomical features which distinguish them from other species of birds. These include the lack of the Carina sterni, the atrophied chest muscles, the lack of goiter and a gastrointestinal tract that is similar to those of horses. This last feature enables the birds to use a high proportion of crude fiber which should always be available to the animals. Food which has been designed for other types of poultry should never be used, given that these have an excessively high energy density and can lead to serious health problems in ratites.

Since its inception Ostrich farming in Germany has always been discussed controversial. Especially an animal welfare-friendly husbandry is on focus. Minimum dimensions for stables and enclosures, the use of double or single fences and the housing of animals for a longer period in the event of a higher risk of disease are the main topics of this discussion.

In principle ostriches must always be provided with enclosures of sufficient size. Moisture over a longer period of time should be avoided on the surfaces of the enclosure. It is not possible in Germany to meet the demand of the birds only through feeding from pasture the whole year. Therefor extra food has to be provided through the time of winter. This should be done in the stable for hygienic reasons. The stable which has to be built in each

enclosure must provide space for the entire group and should be bright, well ventilated, but free from drafts. Heating of the shelter is only necessary in young birds. In adults this can be even harmful to health due to the high temperature gradient.

The required minimum of stables and outdoor enclosures of ratites are recommended by the Association of Veterinarians for Animal Protection (TVT), the Council of Europe, the BMELV and certain associations. These recommendations partly vary significantly from one another. Basis of legislation that has to be used currently is the recommendation of the Council of Europe. Enclosures must be fenced. Mesh wire is used best; mesh size should be significantly larger than the head of the animals to avoid injuries.

Razor wire and electric fences must not be used as these are not appropriate for these animals. The use of double and single fences is discussed controversially. The former serves to avoid fighting on the territorial boundaries. Here however aggressions can accumulate. This may lead to aggressions directed against the staff. With single fences this is rarely the case.

Finally various diseases of the ratites are considered in detail. In addition to primary infectious diseases also management-related diseases are presented. Failure in housing and managing the birds correctly is often the origin of noninfective diseases. During the incubation and hatching process as well as in time of rearing it is important to ensure that optimum environmental conditions are prevail as at this time the foundation for possibly disease can be placed more easily than in adult birds. The main non-infectious diseases include curled toes, slipped tendons and dietary-related diseases. Primary infectious diseases affect ratites rarely compared to management-related diseases. Most often various bacterial and viral infections as well as parasitoses are the causal agent in this case.

## Literaturverzeichnis

**Aarons J.E.** First aid and wound management in the ostrich// Association of Avian Veterinarians, Proceedings. - 1995. - pp. 201 - 208.

**Allwright D.M. and Wessels, J.** Cryptosporidiumspecies in ostriches // Veterinary Record. - 1993a. - 133. - p. 24.

**Allwright D.M.** Viruses encountered in intensively reared ostriches in southern Africa // Improving our Understanding of Ratites in a Farming Environment. Ratite Conference / ed. Deeming D.C.. - Oxfordshire : 1996.

**Allwright D.M., Burger, W.P., Geyer, A., Terblanche, A.W.** Isolation of an influenza A virus from ostriches (*Struthio camelus*) // Avian Pathology. - 1993b. - 22. - pp. 59 - 65.

**Allwright D.M., Burger, W.P., Geyer, A., Wessels, J.** Avian pox in ostriches// Journal of the South African Veterinary Association. - 1994a. - 65. - pp. 23 - 25.

**Allwright D.M., Wilson, M., Vanrensburg, W.J.** Botulism in ostriches(*Struthio camelus*) // Avian Pathology. - 1994b. - 23. - pp. 183 - 186.

**Angel C.R.** Ostrich nutrition review// FEDNA Symposium on Monogastric Nutrition. - Madrid : 1997.

**Angel C.R.** Ostrich nutrition: gastrointestinal tract and its effect on nutrition // Multi-state big bird conference. - Indianapolis : 1992.

**Angel C.R., Eldridge, L.F., Bermudez, A.J.** Serum chemistries and vitamin D metabolites in rheas affected with metabolic bone disease // Improving our Understanding of Ratites in a Farming Environment. Ratite Conference / ed. Deeming D.C.. - 1996.

**Anon** Annual Report // Zemach Ostriches / ed. Tullett S.G.. - Jordan Valley :, 1999.

**Anonym** TVT e.V.-Publikationen: ArtgemäÙe nutztierartige StrauÙenhaltung. Merkblatt Nr. 96 [Book Section]. - 1996 a.

**Anonym** Europarats-Empfehlungen für die Haltung von StrauÙenvögeln (StrauÙe, Emus und Nandus) [Book Section]. - 1997.

**Anonym** Sachverständigengruppe (1996). Mindestanforderungen an die Haltung von StrauÙenvögeln, auÙer Kiwis. Gutachten über die tierschutzgerechte Haltung von Vögeln [Book Section]. - 1996 b.

**Anonym** Tiergesundheitsgesetz (TierGesG). - 2014.

**Anonym** Tierische Nebenprodukte-Beseitigungsgesetz (TierNebG). - 2004c.

**Anonym** Verordnung (EG) Nr. 2073/2005. - 2005.

**Anonym** Verordnung (EG) Nr. 852/2004. - 2004a.

**Anonym** Verordnung (EG) Nr. 853/2004. - 2004b.

**Anonym** Verordnung über Nachweispflichten der Tierhalter für Arzneimittel, die zur Anwendung bei Tieren bestimmt sind. - Juli 17, 2015.

**Anonym** Verordnung zur Anwendung der Arzneimittelprüfrichtlinien, soweit es sich um Arzneimittel handelt, die zur Anwendung bei Tieren bestimmt sind. - 2010.

**Ar A.** Requirements for successful artificial incubation of ostrich eggs// Improving Our Understanding of Ratites in a Farming Environment. Ratite Conference / ed. Deeming D.C.. - Oxfordshire : 1996.

**Ar A., Gefen, E.** Further improving hatchability in artificial incubation of ostrich eggs [Book Section] // Ratites in a Competitive World. Proceedings of the 2nd International Ratite Congress / ed. Huchzermeyer F.W.. - Oudtshoorn : 1998.

**Ar A., Girard, H., Rodeau, J.L.** Oxygen uptake and chorioallantoic blood flow changes during acute hypoxia and hyperoxia in the 16 day fowl embryo // Respiratory Physiology. - 1991. - 83. - pp. 295 – 312.

**Ar A., Meir, M., Aizak, N. and Campi, D.** Standard values and ranges of ostrich egg parameters as basis for proper artificial incubation// Improving Our Understanding of Ratites in a Farming Environment. Ratite Conference / ed. Deeming D.C.. - Oxfordshire : 1996.

**Ar A., Paganelli, C.V., Reeves, R.B., Greene, D.G., Rahn, H.** The avian egg: water vapour conductance, shell thickness and functional pore area // Condor. - 1974. - 76. - pp. 153 – 158.

**Ar A., Rahn, H., Paganelli, C.V.** The avian egg: mass and strength // Condor. - 1979. - 81. - pp. 331 – 337.

**Badley A.R.** Fertility, hatchability and incubation of ostrich // Poultry and Avian Biology Reviews. - 1997. - 8. - pp. 53 – 76.

**Badley A.R.** Improved assessment of the fertility and development of ostrich eggs by more efficient candling. In: Improving Our Understanding of Ratites in a Farming Environment. Ratite Conference / ed. Deeming D.C. - Oxfordshire, 1996.

**Baltmanis B.A., Blue-McLendon, A. and Angel, C.R.** The effect of feeding a hay supplement diet versus a complete-pelleted diet on the performance of growing ostriches // American Ostrich. - April 1997. - pp. 20 - 24.

**Berendsen K.-D.** Behaviour // Ostrich Farm Management / ed. Kriebich A. and Sommer, M.. - Münster-Hiltrupp : Landwirtschaftsverlag GmbH, 1995.

**Bertram B.** Breeding ostriches // The Management of Cranes, Storks and Ratites in Captivity, Proceedings of Symposium 9 of The Association of British Wild Animal Keepers / ed. Partridge J.. - Hollywood : Wildlife Publications, 1984. - pp. 28 – 32.

**Bertram B.C.R.** The Ostrich Communal Nesting System. - Princeton, New Jersey : Princeton University Press, 1992.

**Bertram B.C.R.** Vigilance and group size in ostriches // Animal Behaviour. - 1980. - 28. - pp. 278 – 286.

**Bezuidenhout A.J.** The topography of the thoraco-abdominal viscera in the ostrich (*Struthio camelus*) // Onderstepoort Journal of Veterinary Research. - 1986. - 53. - pp. 1 – 117.

**Bezuidenhout A.J., Burger, W.P** The incidence of tibiotarsal rotation in the ostrich (*Struthio camelus*) // Journal of the South African Veterinary Association. - 64, 1993. - pp. 159 – 161.

**Bezuidenhout A.J., Burger, W.P., Reyers, F., Soley, J.T.** Serum- and bone-mineral status of ostriches with tibiotarsal rotation // Onderstepoort Journal of Veterinary Research. - 1994. - 61. - pp. 203 - 206.

**Bezuidenhout A.J., Penrith, M.-L., Burger, W.P.** Prolapse of the phallus and cloaca in the ostrich (*Struthio camelus*) // Journal of the South African Veterinary Association. - 1993. - 64. - pp. 156 - 158.

**Bezuidenhout A.J., van Schalkwyk, S.J.** Prediction of body mass and skin area from various body measurements in South African ostriches // Improving our Understanding of Ratites in a Farming Environment. Ratite Conference / ed. Deeming D.C.. - Oxfordshire : 1996.

**Black D.** Trouble shooting leg problems // Ostrich Odyssey '95, Proceedings of the Fifth Australian Ostrich Association Conference. - Gold Coast : 1995.

**Blood J.R., van Schalkwyk, S.J., Cloete, S.W.P. and Brand, Z.** Embryonic deaths in relation to water loss of artificially incubated ostrich eggs // Ratites in a Competitive World. Proceedings of the 2nd International Ratite Congress / ed. Huchzermeyer F.W.. - Oudtshoorn : 1998.

**Boast D.A.** Report on incidence of ringworm on ostrich skins // East Cape Ostrich Producers Association Newsletter. - September/Oktober 1996. - pp. 4 - 7.

**Bolwig N.** Agonistic and sexual behaviour of the African ostrich (*Struthio camelus*) // Condor. - 1973. - 75. - pp. 100 - 105.

**Bond G.M., Scott, V.D. and Board, R.G.** Correlation of mechanical properties of avian eggshells with hatching strategies // Journal of Zoology. - London : 1986. - 209. - pp. 225 – 237.

**Brand Z., van Schalkwyk, S.J., Cloete, S.W.P., Blood, J.R.** The effect of preheating of ostrich eggs prior to storage and setting in commercial hatcheries// Ratites in a Competitive World. Proceedings of the 2nd InterInternational Ratite Congress / ed. Huchzermeyer F.W.. - Oudtshoorn : 1998.

**Brown C.R., Peinke, D. and Loveridge, A.** Mortality in near-term ostrich embryos during artificial incubation // British Poultry Science. - 1996. - 37. - pp. 73 – 85.

**Brown C.R., Peinke, D., Loveridge, A.** Mortality in near-term ostrich embryos during artificial incubation // British Poultry Science. - 1996. - 37. - pp. 73 – 85.

**Brown C.R., Prior, S.** Development of body temperature regulation in ostrich chicks // In: Huchzermeyer, F.W. (ed.) Ratites in a Competitive World. Proceedings of the 2nd International Ratite Congress. - September 1998. - pp. 104 - 106.

**Brown L.H., Urban, E.K. and Newman, K.** Order Struthioniformes The Birds of Africa - London : Academic Press, 1982. - Vol. 1 : pp. 32 - 37.

**Bubier N.E., Paxton, C.G.M., Bowers, P., Deeming, D.C.** Courtship behaviour of farmed ostriches in relations to humans // British Poultry Science. - 1998. - 39. - pp. 477 – 481.

**Bundesamt für Veterinärwesen** Straussenhaltung - Einfuhr und Haltungsvorschriften. BVET 1994. - 1994.

**Bundesverband Deutscher Straußenzüchter** Zucht- und Handlungsrichtlinien für Strausse, überarbeitet, Teil 1: DGS Magazin 22/2002. DGS Magazin 22/2002, 53-54, 2002. - pp. 53-54.

**Bundesverband Deutscher Straußenzüchter** Zucht- und Handlungsrichtlinien für Strausse, überarbeitet, Teil 2 In: DGS Magazin 27/2002. DGS Magazin 27/2002. - pp. 48-49.

**Burger A.E., Bertram, B.C.R.** Ostrich eggs in artificial incubators: could their hatching success be improved? // South African Journal of Science. - 1981. - 77. - pp. 188 – 189.

**Burger A.E., Nye, P.C.G., Powell, N.L., Ehlers, C., Barker, M. and Fedde, M.R.** Responses to CO<sub>2</sub> of intrapulmonary chemoreceptors in the emu // *Respiration Physiology*. - 1976. - 28. - pp. 315 - 324.

**Burger J. and Gochfeld, M.** Effect of group size and sex on vigilance in ostriches (*Struthio camelus*): antipredator strategy or mate competition? // *Ostrich*. - 1988. - 59. - pp. 14 – 20.

**Burger W.P., Naudé, T.W., van Rensburg, I.B.J., Boths, C.J., Pienaar, A.C.E.** (1993) Avocado (*Persea americana*) poisoning in ostriches // *South African Veterinary Medicine*. - 1993. - 6. - p. 24.

**Button K., Moon, D. and Turner, D.** Increasing the hatchability of ostrich eggs // *Australian Ostrich Association Journal*. - 1994. - pp. 18 - 23.

**Calder W.A.** Respiratory and heart rates of birds at rest // *Condor*. - 1968. - 70. - pp. 358 - 365.

**Carey C., Rahn, H., Parisi, P.** Calories, water, lipid and yolk in avian eggs// *Condor*. - 1980. - 82. - pp. 335 – 343.

**Christensen V.L., Davis, G.S., Lucore, L.A.** Eggshell conductance and other functional qualities of ostrich eggs// *Poultry Science*. - 1996. - 75. - pp. 1404–1410.

**Cilliers S. C., Angel, C. R.** Basic Concepts and Recent Advances in Digestion and Nutrition // *The Ostrich - Biology, Production and health*. - Wallingford, Oxon, UK : CABI Publishing, 1999.

**Cloete S.W.P., van Schalkwyk, S.J. and Brand, Z.** Ostrich breeding – progress towards a scientifically based strategy // *Ratites in a Competitive World. Proceedings of the 2nd International Ratite Congress / ed. Huchzermeyer F.W.. - September 1998.*

**Cooper S.N. and Palmer, T.** Observations on the dietary choice of free-ranging juvenile ostriches // *Ostrich*. - 1994. - 65. - pp. 251 – 255.

**Cramp S.** Order Struthioniformes // *Handbook of the Birds of Europe, the Middle East and North Africa. The Birds of the Western Palearctic, Vol. 1, Ostrich to Ducks*. - Oxford University: 1977.

**Cramp S., Simmons, K.E.L., Ferguson-Lees, I.J., Gilmor, R., Hollom, P.A.D., Hudson, R., Nicholson, E.M., Ogilvie, M.A., Olney, P.J.S., Voous, K.H. and Wattel, J.** Order Struthioniformes // *Handbook of the Birds of Europe, the Middle East and North Africa. The Birds of the Western Palearctic, Vol. 1, Ostrich to Ducks*. - Oxford : Oxford University Press, 1977.

**Crawford E.C., Jr and Schmidt-Nielsen, K.** Temperature regulation and evaporative cooling in the ostrich // *American Journal of Physiology*. - 1967. - 212. - pp. 347 - 353.

**Dawson A.** Neoteny and the thyroid in ratites// *Reviews of Reproduction*. - 1996. - 1. - pp. 78 – 81.

**De Kock J.A.** Natural rearing of chickens up to three months of age // *Guidelines for Successful Ostrich Farming*. - Oudtshoorn : Little Karoo Agricultural Development Centre, 1996.

**De Simone C., Famularo, G., Harp, J.A., Ztantzoglou, S., Wangxue, C.** Effect of lactobacilli on *Cryptosporidium parvum* infection in man and animal // *Microecology and Therapy*. - 1995. - 25. - pp. 32 - 36.

**Dean W. R. J. Milton S. J., Siegfried W. R.** Food Selection by Ostrich in Southern Africa // *The Journal of Wildlife Management*. - 1994. - Vol 58, No 2.. - pp. 234-248.

**Deeming D.C. and Angel, C.R.** Introduction to the ratites and farming operations around the world// *Improving our Understanding of Ratites in a Farming Environment* / book auth. Deeming D. C.. - Ratite Conference, Oxfordshire, UK : 1996.

**Deeming D.C.** Factors affecting hatchability during commercial incubation of Ostrich (*Struthio camelus*) eggs // *British Poultry Science*. - 1995a. - 36. - pp. 51 – 65.

**Deeming D.C.** Introduction // *The Ostrich - Biology, Production and health*. - Wallingford, Oxon, UK : CABI Publishing, 1999.

**Deeming D.C.** Microbial spoilage of ostrich (*Struthio camelus*) eggs // *British Poultry Science*. - 1996b. - 37. - pp. 689 – 693.

**Deeming D.C.** personal observations - 1994 - 1996.

**Deeming D.C.** Possible effects of microbial infection on yolk utilisation in ostrich chicks // *Veterinary Record*. - 1995c. - 136. - pp. 270 – 271.

**Deeming D.C.** Production, fertility and hatchability of ostrich (*Struthio camelus*) eggs on a farm in the United Kingdom // *Animal Science*. - 1996a. - 63. - pp. 329 – 336.

**Deeming D.C.** Ratite Egg Incubation – a Practical Guide [Book Section] // *Ratite Conference*. - Buckinghamshire: 1997.

**Deeming D.C.** Reasons for the dichotomy in egg turning in birds and reptiles // *EggIncubation: its Effects on Embryonic Development in Birds and Reptiles* / ed. Deeming D.C. and Ferguson, M.W.J.. - Cambridge : Cambridge University Press, 1991. - pp. 307 – 323.

**Deeming D.C.** The hatching sequence of ostrich (*Struthio camelus*) embryos with notes on development as observed by candling // *British Poultry Science*. - 1995b. - 36. - pp. 67 – 78.

**Deeming D.C.** The incubation requirements of ostrich (*Struthio camelus*) eggs and embryos // *Ostrich Odyssey: Proceedings of the Meeting of the Australian Ostrich Association Inc.* / ed. Bryden D.I.. - Sydney : University of Sydney, 1993.

**Deeming D.C., Ar, A.** Incubation // *The Ostrich - Biology, Production and health*. - Wallingford, Oxon, UK : CABI Publishing, 1999.

**Deeming D.C., Ayres, L.** Factors affecting the rate of growth of ostrich (*Struthio camelus*) chicks in captivity // *Veterinary Record*. - 1994. - 135. - pp. 617 – 622.

**Deeming D.C., Ayres, L., Ayres, F.J.** Observations on the first commercial production of ostrich (*Struthio camelus*) eggs in the UK: rearing of chicks // *Veterinary Record*. - 1993a. - 132. - pp. 627 – 631.

**Deeming D.C., Dick, A.C.K., Ayres, L.** Rearing Ostrich Chicks – a Stockman's Guide // *Ratite Conference*. - Oxfordshire : 1996d.

**Deeming D.C., Sibly, R.M., Magole, I.M.** Estimation of the weight and body condition of ostriches (*Struthio camelus*) from body measurements // *Veterinary Record*. - 1996c. - 139. - pp. 210 – 213.

**Deeming S.** *The Ostrich, Biology, Production and Health* / book auth. (1999) Ed. D.C. Deeming: CABI Publishing, Wallingford, 1999.

**Degen A.A., Kam, M. and Rosenstrauch, A.** Time–activity budget of ostriches (*Struthio camelus*) offered concentrate feed and maintained in outdoor pens // *Applied Animal Behaviour Science*. - 1989. - 22. - pp. 347–358.

**Degen A.A., Kam, M., Rosenstrauch, A. and Plavnik, I.** Growth rate, total body water volume, dry-matter intake and water consumption of domesticated ostriches (*Struthio camelus*) // *Animal Production*. - 1991. - 52. - pp. 225–232.

**Degen A.A., Weil, S., Rosenstrauch, A. Kam, M., Dawson, A.** Seasonal plasma levels of luteinizing and steroid hormones in male and female domestic ostriches (*Struthio camelus*) // *General and Comparative Endocrinology*. - 1994. - 93. - pp. 21 – 27.

**Dick A.C.K., Deeming, D.C.** Veterinary problems encountered on ostrich farms in Great Britain// *Improving Our Understanding Of Ratites In A Farming Environment*. *Ratite Conference* / ed. Deeming D.C.. - Oxfordshire:, 1996.

**Doughty R.** Ostrich farming American style // *Agricultural History*. - 1973. - 46. - pp. 133 – 145.

**Drenowatz C., Sales, J.D., Sarasqueta, D.V. and Weilbrenner, A.** History and geography // *The Ratite Encyclopedia* / book auth. Drenowatz. - San Antonio, Texas : Ratite Records, 1995.

**Duerden J.E.** Crossing the North African and South African ostrich // *Journal of Genetics*. - 1919b. - 8. - pp. 155 – 199.

**Duerden J.E.** Parallel mutations of the ostrich// *Science*. - 1920. - 52. - pp. 165 – 168.

**Duerden J.E.** The germ plasm of the ostrich // *American Naturalist*. - 1919. - 53. - pp. 312 – 337.

**Duke G.E., Dziuk, H.E. and Evanson, O.A.** Gastric pressure and smooth muscle electrical potential changes in turkeys// *American Journal of Physiology*. - 1972. - 222. - pp. 167–173.

**Duncker H.-R.** The structure of avian lungs// *Respiration Physiology*. - 1972. - 14. - pp. 4 - 56.

**Fockema A., Malan, F.S., Cooper, G.G.** Anthelmintic efficacy of fenbendazole against *Libiostrongylus douglassi* and *Houttuynia struthionis* in ostriches // *Journal of South African Veterinary Association*. - 1985. - 56. - pp. 47 - 48.

**Foggin C.M.** Pathology of common diseases of ostriches // *Proceedings of the South African Veterinary Association Biennial Congress, South African Veterinary Association*. - Pretoria: 1992a.

**Foggin C.M., Honywill, J.** Observations on the artificial incubation of ostrich (*Struthio camelus* var. *domesticus*) eggs with special reference to water loss // *Zimbabwe Veterinary Journal*. - 1992b. - 23. - pp. 81 – 89.

**Foggin C.M., van Niekerk, A.** Ostriches in the wild, colony breeding and foster rearing // *Ostrich Odyssey '95, Proceedings of the Fifth Australian Ostrich Association Conference*. - Gold Coast: 1995.

**Frazier K.S., Herron, A.J., Hines, M.E., Gaskin, J.M., Altman, N.H.** Diagnosis of enteritis and enterotoxaemia due to *Clostridium difficile* in captive ostriches (*Struthio camelus*) // *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*. - 1993. - 5. - pp. 623 – 625.

**Fuhrer K.** Zoologische und rechtliche Aspekte der Strausshaltung und Strausenzucht in Deutschland: Diplomarbeit, Universität Karlsruhe, 2001.

- Gandini G.C.M., Burroughs, R.E.J., Ebedes, H.** Preliminary investigation into the nutrition of ostrich chicks (*Struthio camelus*) under intensive conditions // *Journal of the South African Veterinary Association*. - 1986. - 57. - pp. 39 – 42.
- Gilsleider E.** Ratite orthopedics // *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. - 1994. - 3. - pp. 81 - 91.
- Gonzalez A., Satterlee, D.G.** Factors affecting ostrich egg hatchability // *Poultry Science*: 1257 - 1262, 1999. - 78.
- Gray D.A., Brown, C.R.** Saline-infusion-induced increases in plasma osmolality do not stimulate nasal gland secretion in the ostrich (*Struthio camelus*) // *Physiological Zoology*. - 1995. - 68. - pp. 164-175.
- Gray D.A., Naude, R.J. and Erasmus, T.** Plasma arginine vasotocin and angiotensin in the water-deprived ostrich *Struthio camelus* // *Comparative Biochemistry and Physiology*. - 1988. - 89. - pp. 2511 - 256.
- Gregory D.G., Edwards, W.L. and Stair, E.L.** A case of monensin poisoning in ostriches // *Veterinary and Human Toxicology*. - 1992. - 34. - p. 247.
- Greve J.H., Harrison, G.J.** Conjunctivitis caused by eye flukes in captive-reared ostriches // *J Am Vet Med Association*. - 1980. - 177. - pp. 909 - 910.
- Grilli G., Sironi, G., Gallazzi, D., Rampin, T., Peccati, C.** Necropsy findings and parasitological examination in ostriches in Italy // *Improving Our Understanding of Ratites in a Farming Environment. Ratite Conference / ed. Deeming D.C.* - 1996.
- Gruss B., Malan, F.S., Roper, N.A.** Anthelmintic efficacy of resorantel against *Houttuynia struthionis* in ostriches // *Journal of South African Veterinary Association*. - 1988. - 59. - pp. 207 - 208.
- Guittin P.** Bow leg syndrome in ratite birds // *Avicultural Magazine*. - 1986. - 92. - pp. 70 - 79.
- Guittin P.** Croissance de l'autruche en parc zoologique // *Canadian Journal of Zoology*. - 1987. - 65. - pp. 3056 – 3061.
- Hallam M.G.** The Topaz Introduction to Practical Ostrich Farming // *The Ostrich Producers Association of Zimbabwe*. - Harare, 1992.
- Hanley R.S., Woods, L.W., Stillian, D.J.** Serpulina-like spirochetes and flagellated protozoa associated with a necrotizing typhlitis in the rhea (*Rhea americana*) // *Proceedings of Association of Avian Veterinary*. - 1994. - pp. 157 - 162.

**Harp J.A., Chen, W. and Harmsen, A.G.** Resistance of severe combined immunodeficient mice to infection with *Cryptosporidium parvum*: the importance of intestinal microflora // *Infection and Immunity*. - 1992. - 60. - pp. 3509 – 3512.

**Hicks K.D.** Ratite reproduction // *Association of Avian Veterinarians, Proceedings*. - 1992. - pp. 318 - 325.

**Honnas C.M.** Ratite surgical techniques // *21st Annual Surgical Forum*. - San Francisco, USA : 1993. - 21. - pp. 395 - 397.

**Huchzermeyer F.W.** Behaviour problems in farmed birds // *BDOA Ostrich News*. - 1997. - 6. - pp. 17 - 21.

**Huchzermeyer F.W.** Diseases of Ostriches and other Ratites. - Pretoria, South Africa : Agricultural Research Council, 1998.

**Huchzermeyer F.W.** Ostrich Diseases // *Agricultural Research Council*. - Pretoria : [s.n.], 1994.

**Huchzermeyer F.W.** Velogenic Newcastle disease in ostriches in South Africa// *Improving our Understanding of Ratites in a Farming Environment. Ratite Conference / ed. Deeming D.C.*. - Oxfordshire : 1996.

**Huchzermeyer F.W.** Veterinary Problems // *The Ostrich - Biology, Production and health*. - Wallingford, Oxon, UK : CABI Publishing, 1999.

**Huchzermeyer F.W., Henton, M.M., Keffen, R.H.** High mortality associated with megabacteriosis of proventriculus and gizzard in ostrich chicks // *Veterinary Record*. - 1993. - 133. - pp. 143 - 144.

**Hurxthal L.M.** Breeding behaviour of the ostrich *Struthio camelus massaicus* in Nairobi Park. - Nairobi University: 1979.

**Insko W.M. and Martin, J.H.** Effect of frequent turning on hatchability and distribution of embryo mortality// *Poultry Science*. - 1933. - 12. - pp. 282 – 286.

ITIS Report [Online]. - Juli 15, 2016. - <http://www.itis.gov>.

**Jarvis M.J.F.** Incubation techniques and trouble shooting// *Proceedings of the Ostrich Odyssey Veterinary Seminar at National Convention Centre, Canberra, Australia. Australian Ostrich Association*. - Belconnon: 1994.

**Jarvis M.J.F., Keffen, R.H., Jarvis, C.** Some physical requirements for ostrich egg incubation// *Ostrich*. - 1985b. - 56. - pp. 42 – 51.

**Jensen J.M., Johnson, J.H., Weiner, S.T.** Husbandry and Medical Management of Ostriches, Emus and Rheas // *Wildlife and Exotic Animal*. - 1992a. - p. 146.

**Jensen** Ostriches, Emus and Rheas - *Wildlife and Exotic Animal Teleconsultants*, College Station, Texas: 1992.

**Jørgensen P.H., Nielsen, O.L., Hansen, H.C., Manvell, R.J., Banks, J., Alexander, D.J.** Isolation of influenza A virus, subtype H5N2, and avian paramyxovirus type 1 from a flock of ostriches in Europe // *Avian Pathology*. - 1998. - 27. - pp. 15 - 20.

**Kistner C., Reiner, G.** Strauße – Zucht, Haltung und Vermarktung. - Stuttgart : Eugen Ulmer Verlag, 2002.

**Kleiber M.** *The Fire of Life. An Introduction to Animal Energetics.* : John Wiley & Sons, New York, 1961.

**Kocan A.A., Crawford, J.A.** *An Ostrich Farmers Handbook* // *The Ostrich News*. - 1994.

**Korbel et al** Seminarband zum Sachkundeseminar über Straußenhaltung und Straußenschlachtung, Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische der LudwigMaximilians-Universität München in Zusammenarbeit mit der Straußenfarm Donaumoos - München: 2016.

**Korbel R.** Ocular manifestations of systemic diseases in birds // *Proceedings of the European Chapter of the Association of Avian Veterinarians*. - 1991. - pp. 157 – 165.

**Kösters J., Hornung, B. and Korbel, R.** Strausshaltung aus der Sicht des Tierarztes // *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift*. - 1995. - 103. - pp. 100 - 104.

**Kreibich A. and Sommer, M.** *Ostrich Farm Management*. - Münster-Hiltrup, Deutschland : Landwirtschaftsverlag, 1995.

**Lambert M.S., Deeming, D.C., Sibly, R.M. and Ayres, L.L.** The relationship between pecking behaviour and growth rate of ostrich (*Struthio camelus*) chicks in captivity // *Applied Animal Behaviour Science*. - 1995. - 46. - pp. 93 – 101.

**Lambrechts H. and Cloete, S.W.P.** Activity budgets of adult breeding ostriches classified according to annual egg production of the previous breeding season. *Animal Production in Harmony with the Environment* // *Proceedings of the 36th National Congress of the South African Society of Animal Science* / ed. Stellenbosch University of. - April 1998. - pp. 93 - 94.

**Laufer B.** *Ostrich Eggshell Cups of Mesopotamia and the Ostrich in Ancient and Modern Times*. - Field Museum of Natural History, Chicago : Anthropology Leaflet 23, 1926.

**Levy A., Markowitz, E., van Creveld, C. and Yagil, R.** Water metabolism of laying ostriches/ ed. Deeming D.C. (ed.). - Ratite Conference, Oxfordshire, UK: 1996. - p. 127.

**Levy A., Perelman, B., Grevenbroek, M.V., Creveld, C.V., Agbaria, R. and Yagil, R.** Effect of water restriction on renal function in ostriches *Struthio camelus*// *Avian Pathology*. - 1990. - 19. - pp. 385–394.

**Liswaniso D.** A morphological and diagnostic imaging study of the distal pelvic limb of the ostrich (*Struthio camelus*) // MSc thesis. - Glasgow : University of Glasgow, 1996.

**Louw G.N.** The role of advective fog in the water economy of certain Namib Desert animals. - London : 1972. - Vol. 31. - pp. 297–314.

**Louw G.N., Belonje, P.C. and Coetzee, H.J.** Renal function, respiration, heart rate, and thermoregulation in the ostrich (*Struthio camelus*) // *Scientific Papers of the Namib Desert Research Station*. - 1969. - 42. - pp. 43-54.

**Lublin A., Mechani, S., Horowitz, H.I., Weisman, Y.** A paralytic-like disease of the ostrich (*Struthio camelus*masaicus) associated with *Clostridium chauvoei*infection // *Veterinary Record*. - 1993. - 132. - pp. 273 – 275.

**Malan F.S., Gruss, B.** Resistance of *Libyostrongylus douglassi* in ostriches to levamisole // *Journal of South African Veterinary Association*. - 1988. - 59. - pp. 202 - 203.

**Malecki I.A., Williams, K.M., Martin, G.B. and Sharp, P.J.** Effects of season and incubation on reproduction in the male emu (*Dromaius novaehollandiae*) // *Advances in Comparative Endocrinology* / ed. Kawashima S. and Kikuyama, S. : Monduzzi Editor, 1997.

**Manvell R.J., Frost, K., Alexander, D.J.** Characterization of Newcastle disease and avian influenza viruses from ratites submitted to the International Reference Laboratory Improving our Understanding of Ratites in a Farming Environment. *Ratite Conference* / ed. D.C. Deeming. - Oxfordshire: 1996.

**McMillan E.G., Zellen, G.** Histomoniasis in a rhea // *Canadian Veterinary Journal*. - 1991. - 32. - p. 224.

**Meyer N.** Biometrisch basierte Gewichtsschätzungsformeln und Body Condition Score bei deutschen Maststraußen bis zum Schlachalter. - München: Vet Diss: 2012.

**Milton S. J., Dean, R.** Gizzard stones and food selection by free-range ostrich implications for management. - 1995. - pp. 4 - 7.

**Milton S. J., Dean, W.R.J.** Behaviour in Natural and Captive Environments // *The Ostrich - Biology, Production and health*. - Wallingford, Oxon, UK : CABI Publishing, 1999.

**Milton S.J., Dean, W.R.J. and Linton, A.** Consumption of termites by captive ostrich chicks // South African Journal of Wildlife Management. - 1994. - 58. - pp. 234 - 248.

**Milton S.J., Dean, W.R.J. and Siegfried, W.R.** Food selection by ostrich in Southern Africa // Journal of Wildlife Research. - 1993. - 23. - pp. 58 - 60.

**Mitchinson J.W., Keymer, I.F.** Aortic rupture in ostriches (*Struthio camelus*) – a comparative study // Journal of Comparative Pathology. - 1977. - 87. - pp. 27-30.

**More S.J.** The performance of farmed ostrich chicks in eastern Australia // Preventative Veterinary Medicine. - 1996. - 29. - pp. 91 – 106.

**More S.J.** The performance of farmed ostrich hens in eastern Australia // Preventative Veterinary Medicine. - 1996. - 29. - pp. 107 - 120.

**Moss R.** Gut size, body weight and digestion of winter foods by grouse and ptarmigan // Condor. - 1983. - 85. - pp. 185 - 193.

**Mushi E.Z., Binta, M.G., Vhabo, R.G., Isa, J.F.W., Phuti, M.S.** Limb Deformities of Farmed Ostrich (*Struthio camelus*) chicks under intensive management in Botswana // Tropical Animal Health and Production. - 1998. - 30. - pp. 197 – 203.

**Nolen P.M., Murry, H.D.** *Philophthalmus gralli*: Identification, growth characteristics and treatment of an Oriental eyefluke of birds introduced into the continental United States // Parasit. - 1978. - 64. - pp. 178 - 180.

**Noy Y., Sklan, D.** Posthatch development in poultry // Journal of Applied Poultry Science. - 1997. - 1. - pp. 344 – 354.

**Nußstein K.** Untersuchungen der Haltungsbedingungen von Nandus (*Rhea americana*), Emus (*Dromaius novaehollandiae*) und Straußen (*Struthio camelus*) in Sddeutschland. - München : Vet. Diss, 2009.

**Odendaal M.W.** Clostridium perfringensgroup// Infectious Diseases of Livestock with Special Reference to Southern Africa / ed. Coetzer J.A.W., Tustin, R.C., Kriek, N. P.J.. - Kapstadt : Oxford University Press, 1994.

**Ogawa A., Murata, K. and Mizuno, S.** The location of Z- and W-linked marker genes and sequence on the homomorphic sex chromosomes of the ostrich and the emu // Proceedings of the National Academy of Sciences. - 1998. - pp. 4415 – 4418.

**Oldham J.D. and Emmans, G.C.** Animal performance as the criterion for feed evaluation // Feedstuff Evaluation / ed. Wiseman J. and ColeD.J.A.. - Butterworth, London: 1990.

**Onderka D.K., Doornenbal, E.C.** Mycotic dermatitis in ostriches// Canadian Veterinary Journal. - 1992. - 33. - pp. 547 - 548.

**Paganelli C.V.** The avian eggshell as a mediating barrier: respiratory gas fluxes and pressures during development // Egg Incubation: its Effects on Embryonic Development in Birds and Reptiles / ed. Deeming D.C. and Ferguson, M.W.J.. - Cambridge : Cambridge University Press, 1991.

**Penrith M.-L., Bezuidenhout, A.J., Burger, W.P., Putterill, J.F.** Evidence for cryptosporidial infection as a cause of prolapse of the phallus and cloaca in ostrich chicks (*Struthio camelus*) // Onderstepoort Journal of Veterinary Research. - 1994. - 61. - pp. 283 - 285.

**Perelman B.** Ostrich medicine and surgery for veterinarians. Summary of presentation: Department of Continuing Education, Texas A&M University, 1991.

**Perelman B.** personal observations - 1998.

**Perelman B.** Upper respiratory disease// Proceedings of the 3rd Annual Ostrich Conference / ed. Medicine College of Veterinary. - Texas, USA : 1994. - p. 67.

**Perelman B., Kuttin, E.S.** Mycotic infections in ostriches // Improving our Understanding of Ratites in a Farming Environment. Ratite Conference / ed. D.C. Deeming. - Oxfordshire, UK : 1996. - pp. 47 - 49.

**Perelman B., Kuttin, E.S.** Parsley-induced photosensitivity in ostriches and ducks // Avian Pathology. - 1988. - 17. - pp. 183 - 192.

**Petitte J.N., Davis, G.** Breeding and Genetics// The Ostrich - Biology, Production and health. - Wallingford, Oxon, UK : CABI Publishing, 1999.

**Philbey A.W., Button, C., Gestier, A.W., Munro, B.E., Glastonbury, J.R.W., Hindmarsh, M., Love, S.C.J.** Anasarca and myopathy in ostrich chicks // Australian Veterinary Journal. - 1991. - 68. - pp. 237 - 240.

**Piper D.** The Illustrated History of Art - Hamlyn, London: 1994.

**Pistorius J.** Ringworm in ostriches// East Cape Ostrich Producers Association Newsletter. - September/Okttober 1996. - p. 3.

**Reece R.L. and Butler, R.** Some observations on the development of the long bones of ratite birds // Australian Veterinary Journal. - 1984. - 61. - pp. 403 - 405.

**Richards P.D.G. and Richards, P.A.** The arabian ostrich: extinct or extant? // Ratites in a Competitive World. Proceedings of the 2nd International Ratite Congress / ed. Huchzermeyer F.W.. - Oudtshoorn: 1998b.

**Richards P.D.G., Richards, P.A.** Nucleation of ostrich eggshell: microscopy of presumptive sites// Ratites in a Competitive World. Proceedings of the 2nd International Ratite Congress / ed. Huchzermeyer F.W.. - Oudtshoorn : 1998a.

**Riel T.** Tiergesundheit und Verhaltensentwicklung von Strauenkuken (*Struthio camelus*) aus der Natur- und Kunstbrut - Vergleichende Untersuchungen auf einer sddeutschen Farm. - München : Vet. Diss, 2006.

**Robertson W.** Acorn poisoning in the ostrich// Agricultural Journal of the Cape of Good Hope. - 1911. - 2. - pp. 176 - 179.

**Ross E.J., D.C. Deeming** Feeding and vigilance behaviour of adult ostriches breeding in a farmed environment in Britain // British Poultry Science. - 1998. - 39. - pp. 173 – 177.

**Saayman H.S., Naudé, R.J., Oelofsen, W. and Isaacson, L.C.** Mesotocin and vasotocin, two neurohypophysial hormones in the ostrich, *Struthio camelus*. // International Journal of Peptide Protein Research. - 1986. - 28. - pp. 398 – 402.

**Samberg Y., Hadash, D.U., Perelman, B., Meroz, M.** Newcastle disease in ostriches (*Struthio camelus*): field case and experimental infection // Avian Pathology. - 1989. - 18. - pp. 221 – 226.

**Sambras H.H.** Die soziale rangordnung in einigen gruppen afrikanischer strauße (*Struthio camelus*) in Namibia// Journal of Animal Breeding and Genetics. - 1995. - 112. - pp. 234 - 238.

**Sambras H.H.** Federpicken beim Afrikanischen Strauß in Gefangenschaftshaltung// Tierärztliche Umschau. - 1995 a. - 50. - pp. 108 - 110.

**Samson J.** Behavioral problems // Canadian Ostrich. - April/Mai 1994. - pp. 74 - 76.

**Samson J.** Behavioral problems of farmed ostriches in Canada // Canadian Veterinary Journal. - 1996. - 37. - pp. 412–414.

**Sauer E.G. and Sauer, E.M.** The behaviour and ecology of the South African ostrich // Living Bird. - 1966. - 5. - pp. 45 - 75.

**Sauer E.G., Sauer, E.M.** Struthious eggshells from South West Africa // Biomineralisation. - 1975. - 8. - pp. 31 - 54.

- Sauer E.G.F.** Interspecific behaviour of the South African ostrich // OstrichSuppl. - 1970. - 8. - pp. 91 - 103.
- Sauer E.G.F.** Zur Biologie der wilden Strauße Südwestafrikas. : Zeitschrift des Kölner Zoos, 1971.
- Scheideler S.E., Kunz, K.** A summary of mycotoxin (aflatoxin B1 and vomitoxin) challenge in young ostrich chicks // Association of Avian Veterinarians, Proceedings. - 1997.
- Schmidt-Nielsen K., Borut, A., Lee, P. and Crawford, E.** Nasal salt excretion and the possible function of the cloaca in water conservation // Science. - 1963. - 142. - pp. 1300-1301.
- Schmidt-Nielsen K., Kanwisher, J., Lasiewski, R.C., Cohn, J.E. and Bretz, W.L.** Temperature regulation and respiration in the ostrich // Condor. - 1969. - 71. - pp. 341 - 352.
- Schoon H.-A., Brunckhorst, D., Pohlenz, F.** Spongiforme Enzephalopathie beim Rothalsstrauss (*Struthio camelus*) // Tierärztliche Praxis. - 1991. - 19. - pp. 263 – 265.
- Schulz A.** Untersuchungen zum Verhalten und der Haltung von Afrikanischen Straußen. - München : Vet. Diss, 2004.
- Schütte K.H.** The composition of ostrich urin // South African Journal of Science. - 1973. - 69. - pp. 81-119.
- Shanawany M. M.** Ostrich Production System. - Rom : Food and Agriculture Organization of the United Nations, 1999.
- Shane S.M., Camus, A., Strain, M.G., Thoen, C.O., Tully, T.N.** Tuberculosis in commercial emus// Avian Diseases. - 1993. - 37. - pp. 1172 - 1176.
- Sharp P.J., Malecki, I.A., Williams, K.M. and Martin, G.B.** Neuroendocrine control of broodiness and incubation behaviour in ratites// Advances in Comparative Endocrinology / ed. Kawashima S. and Kikuyama, S.. - Bologna : Monduzzi Editore, 1997.
- Shivaprasad H.L.** Hepatitis associated with *Clostridium difficile* in an ostrich chick // Avian Pathology. - 2003. - 32. - pp. 57 - 62.
- Shivaprasad H.L.** Observations on the cartilaginous cores in the long bones of ostrich chicks // Association of Avian Veterinarians, Proceedings. - 1995.
- Simpson K. and Day, N.** Field Guide to the Birds of Australia. - Ringwood, Victoria : Viking O'Neil, 1989.
- Skadhauge E, Dawson A** Physiology // The Ostrich - Biology, Production and health. - Wallingford, Oxon, UK : CABI Publishing, 1999.

**Skadhauge E.** Excretion in lower vertebrates: Function of gut, cloaca and bladder in modifying the composition of the urine // Federation Proceedings. - 1977. - Vol. 36.

**Skadhauge E.** Osmoregulation in Birds [Book Section]. - Berlin : Springer-Verlag, 1981.

**Skadhauge E., Dawson, T.J., Prys-Jones, R. and Warüi, C.N.** The role of the kidney and the gut in osmoregulation // Improving Our Understanding of Ratites in a Farming Environment / ed. Deeming D.C.. - Oxfordshire, UK : Ratite Conference, 1996.

**Skadhauge E., Maloney, S.K. and Dawson, T.J.** Osmotic adaptation of the emu (*Dromaius novaehollandiae*) // Journal of Comparative Physiology. - 1991. - 161. - pp. 173–178.

**Skadhauge E., Munck, B.G. and Rice, G.E.** Regulation of NaCl and water absorption in duck intestine // Lecture Notes on Coastal and Estuarine Studies Osmoregulation in Estuarine and Marine Animals / ed. Pequeux A., Gilles, R. and Bolis, L.. - Berlin : Springer-Verlag, 1984 b. - Vol. 9.

**Skadhauge E., Prys-Jones, R.P., Swart, D. and Warüi, C.N.** Colonic SCFA and electrolyte absorption and nasal gland development, in relation to NaCl intake in the ostrich (*Struthio camelus*) // Pflügers Archives European Journal of Physiology. - 1995. - 430.

**Skadhauge E., Warüi, C.N., Kamau, J.M.Z. and Maloiy, G.M.D.** Function of the lower intestine and osmoregulation in the ostrich, *Struthio camelus*: preliminary anatomical and physiological considerations // Quarterly Journal of Experimental Physiology. - 1984 a. - 69. - pp. 809–818.

**Sklan D., Shachaf, B., Baron, J. and Hurwitz, S.** Retrograde movement of digesta in the duodenum of the chick: extent, frequency, and nutritional implications// Journal of Nutrition. - 1978. - 108. - pp. 1485–1490.

**Smit D.J.v.Z.** Ostrich Farming in the Little Karoo - Pretoria, South Africa : Department of Agricultural Technical Services, 1963.

**Smith C.A.** Ostrich chick survival presents a challenge // Journal of the American Veterinary Medical Association. - 1993. - 203. - pp. 637 – 643.

**Smith W.A., Cilliers, S.C., Mellett, F.D. and van Schalkwyk, S.J.** Ostrich production – a South African perspective// Biotechnology in the Feed Industry, Proceedings of the 11th Alltech Annual Symposium / ed. Lyons T.P. and Jacques, K.A.. - Nottingham : Nottingham University Press, 1995.

**Sparks N.H.C., Deeming, D.C.** Ostrich eggshell ultrastructure – a study using scanning electron microscopy and X-ray diffraction // Improving Our Understanding of Ratites in a Farming Environment. Ratite Conference / ed. Deeming D.C.. - Oxfordshire : 1996. - pp. 164 – 165.

**Steward J.W.** Ratites// Avian medicine, principles and application / ed. Harrison G.J, Harrison, L.R.. - Lake Worth, Florida, USA : Wingers Publishing, 1994. - pp. 1284 - 1326.

**Stewart J.S.** Ostrich behaviour and behavioral problems// Association of Avian Veterinarians, Proceedings. - 1994. - pp. 103- 109.

**Swanepoel R., Leman, P.A., Burt, F.J., Jardine, J., Verwoerd, D.J., Capua, I., Bruckner, G.K., Burger, W.P.** Experimental infection of ostriches with Crimean–Congo Haemorrhagic Fever Virus// Epidemiology and Infection. - 1998. - 121. - pp. 423 - 432.

**Swart D. and Rahn, H.** Microclimate of ostrich nests: measurements of egg temperature and nest humidity using egg hygrometers // Journal of Comparative Physiology. - 1988. - 157. - pp. 845 – 853.

**Swart D.** Opbergingsperiode van volstruiseiers// Elsenburg Joernaal. - 1978. - 2. - pp. 19 - 20.

**Swart D.** Studies on the hatching, growth and energy metabolism of ostrich chicks *Struthio camelus* var. *domesticus* [Book Section]. - PhD thesis, University of Stellenbosch, South Africa : [s.n.], 1988.

**Swart D., Mackie, R.I. and Hayes, J.P.** Fermentative digestion in the ostrich (*Struthio camelus* var. *domesticus*), a large avian species which utilises cellulose// South African Journal of Animal Science. - 1993. - 23. - pp. 127 - 135.

**Swart D., Mackie, R.I. and Hayes, J.P.** Influence of live mass, rate of passage and site of digestion on energy metabolism and fibre digestion in the ostrich (*Struthio camelus* var. *domesticus*) // South African Journal of Animal Science. - 1993 a. - 23. - pp. 119–126.

**Swart D., Rahn, H. and de Kock, J.** Nest microclimate and incubation water loss of eggs of the African ostrich (*Struthio camelus* var. *domesticus*) // Journal of Experimental Zoology. - 1987. - 1. - pp. 239 – 246.

**Swart D., Siebrits, F.K. and Hayes, J.P.** Utilization of metabolizable energy by ostrich (*Struthio camelus*) chicks at two different concentrations of dietary energy and crude fibre originating from lucerne// South African Journal of Animal Science. - 1993 c. - 23. - pp. 136 - 141.

**Swart D., Siebrits, F.K., Hayes, J.P.** Growth, feed intake and body composition of ostriches (*Struthio camelus*) between 10 and 30 kg live mass// South African Journal of Animal Science. - 1993b. - 23. - pp. 142 - 150.

**Swinton W.E.** Fossil Birds. - British Museum (Natural History), London:, 1975.

**Takagi N., Itoh, M. and Sasaki, M.** Chromosome studies in four species of Ratitae (Aves) // Chromosoma. - 1972. - 79. - pp. 281 – 291.

**Theiler A.** Anthrax in the ostrich// Agricultural Journal of the Union of South Africa. - 1912. - 4. - pp. 370 – 379.

**Tullett S.G. and Deeming, D.C.** Failure to turn eggs during incubation: effects on embryo weight, development of the chorioallantois and absorption of albumen// British Poultry Science. - 1987. - 28. - pp. 239 – 249.

**Tullett S.G.** Pore size versus pore number in avian eggshells// Respiratory Function in Birds, Adult and Embryonic / ed. Piiper J.. - Berlin: Springer-Verlag, 1978.

**Tully T. N. and Shane S. M.** Ratite Management, Medicine and Surgery.: Krieger Publishing Company, 1996.

**Turner J.S.** The thermal energetics of incubated bird eggs// Egg Incubation: its Effects on Embryonic Development in Birds and Reptiles / ed. Deeming D.C. and Ferguson, M.W.J.. - Cambridge : Cambridge University Press, 1991.

**Tyler C., Simkiss, K.** A study of the eggshells of ratite birds// Proceedings of the Zoological Society. - London: 1959. - 133. - pp. 201 - 243.

**van Heerden J.** Leg paralysis in birds // Ostrich. - 1977. - 48. - pp. 118 – 119.

**van Heerden J., Hayes, S.C. and Williams, M.C.** Suspected vitamin E–selenium deficiency in two ostriches// Journal of the South African Veterinary Association. - 1983. - 54. - pp. 53 - 54.

**van Schalkwyk S.J.** Improvement of fertility and hatchability of artificially incubated ostrich eggs in the Little Karoo. - University of Grahamstown: 1998.

**van Schalkwyk S.J., Cloete, S.W.P. and de Kock, J.A.** Repeatability and phenotypic correlations for body weight and reproduction in commercial ostrich breeding pairs // British Poultry Science. - 1996. - 37. - pp. 953 – 962.

**Vanhooser S.L.** Aortic ruptur in ostrich associated with cooper deficiency // Veterinarian Toxicology. - 1994. - 36. - pp. 226 - 227.

**Verwoerd D.J., Deeming, D.C., Angel, C.R., Perelman, B.** Rearing Environments Around The World // The Ostrich - Biology, Production and health. - Wallingford, Oxon, UK : CABI Publishing, 1999.

**Verwoerd D.J., Gerdes, G.H., Olivier, A., Williams, R.** Experimental infection of vaccinated slaughter ostriches with virulent Newcastle disease virus // Onderstepoort Journal of Veterinary Research. - 1997. - 64. - pp. 213 - 216.

**Verwoerd D.J., Olivier, A.J., Henton, M.M. and van der Walt, M.** Maintaining health and performance in the young ostrich: applications for a mannanoligosaccharide // Biotechnology in the Feed Industry, Proceedings of the 50th Anniversary Congress of the Veterinary Association of Namibia / ed. Lyons T.P., Jacques, K.A.. - Windhoek, Swakopmund : Namibian Veterinary Association, 1998.

**Verwoerd D.J., Olivier, A.J., Henton, M.M., Gerdes, G.H., Williams, R., van der Walt, M.** Veterinary aspects of important diseases of ostrich chicks in South Africa// Proceedings of the 50th Anniversary Congress of the Veterinary Association of Namibia / ed. Association Namibian Veterinary. - Windhoek, Swakopmund: 1997.

**Vorster B.J** Nutritional muscular dystrophy in a clutch of ostrich chickens// Journal of the South African Veterinary Association. - 1984. - 55. - pp. 39 - 40.

**Wade J.** Chick rearing principles// Ostrich Odyssey '95, Proceedings of the Fifth Australian Ostrich Association Conference. - Gold Coas : 1995b.

**Wade J.** Common problems in young chicks // Ostrich Odyssey '95, Proceedings of the Fifth Australian Ostrich Association Conference. - Gold Coast : 1995a.

**Warüi C.N. and Skadhauge, E.** Morphological and functional anatomy of the cloaca and terminal colon of the African ostrich // Ratites in a Competitive World. - Oudtshoorn, Südafrika : Huchzermeyer, F. W., 1998. - Proceedings of the 2nd International Ratite Congress.

**West A.F.** Studies on the biology of *Philophthalmus gralli* // The American Midland Naturalist. - 1961. - 66. - pp. 363 - 383.

**Williams J.B., Siegfried, W.R., Milton, S.J., Adams, N.J., Dean, W.J.R., Du Plessis, M.A.,** Field metabolism, water requirements, and foraging behaviour of wild ostriches in the Namib // Ecology. - 1993. - 74. - pp. 390-404.

**Williams J.B., Siegfried, W.R., Milton, S.J., Adams, N.J., Dean, W.R.J., Du Plessis, M.A., Jackson, S. and Nagy, K.A.** Field metabolism, water requirements, and foraging behaviour of wild ostriches in the Namib // Ecology. - 1993. - 74. - pp. 390 – 404.

**Wilson H.R., Eldred, A.R., Wilcox, C.J.** Storage time and ostrich egg hatchability // Journal of Applied Poultry Research. - 1997. - 6. - pp. 216 – 220.

**Withers P.C.** Energy, water and solute balance of the ostrich *Struthio camelus*// Physiological Zoology. - 1983. - 56. - pp. 568–579.

**Withers P.C., Siegfried, W.R. and Louw, G.N.** Desert ostrich exhales unsaturated air // South African Journal of Science. - 1981. - 77. - pp. 569–570.

**Wöhr A.C., Erhard M.H.** Ostrich farming in consideration to animal welfare // XII. European Poultry Conference - Verona, Italy, 10.-14.09.2006

**Yakimoff M.L.** Isospora struthionisn. sp., coccidie de l'autruche africaine. // Annales de la Société Belge de Médecine Tropicale. - 1940. - 20. - pp. 137 - 138.



## Anhang I: Mindestmaße für die Haltung von Straußen

(Anonym, 1997)

### a. Flächen für Außengehege

Die nachfolgend aufgeführten Mindestgehegeflächen müssen erhöht werden, wenn es sich im Einzelfall zeigt, dass durch die aufgeführten Gehegeflächen die Grasnarbe in den Gehegen nicht ganzjährig erhalten werden kann.

Altersklasse	Außengehege		
	Mindest- gehegefläche	je Tier	Besondere Anforderungen
bis 12. Lebenswoche	100 m <sup>2</sup>	1 – 10 m <sup>2</sup> <sup>1)</sup>	
13. Lebenswoche – 6. Lebensmonat	400 m <sup>2</sup>	10 – 40 m <sup>2</sup> <sup>1)</sup>	
7. – 16. Lebensmonat <sup>3)</sup>	1000 m <sup>2</sup>	100 m <sup>2</sup>	
ab 17. Lebensmonat und erwachsene Tiere (1-2 Tiere) <sup>3)</sup>	2000 m <sup>2</sup> <sup>2) 3)</sup>	200 m <sup>2</sup>	Die schmale Gehegeseite darf 12 m, wenn mehr als ein geschlechtsreifer Hahn in der Gruppe gehalten wird 40 m nicht unterschreiten.
Zuchtgruppen - für jede weitere Henne - für jeden weiteren Hahn	2000 m <sup>2</sup> <sup>2) 3)</sup>	+ 200 m <sup>2</sup> + 800 m <sup>2</sup>	Balzende Junghähne sind wie Zuchttiere unterzubringen.  Unverträgliche Hähne müssen getrennt werden.

Anmerkungen:

- 1) Entsprechend dem Alter und der Größe der Tiere ist die Gehegefläche allmählich zu vergrößern.
- 2) Für den zweiten und jeden weiteren ausgewachsenen männlichen Strauß muss ein Gehege von mindestens 1600 m<sup>2</sup> zur Verfügung stehen, um bei beginnender Unverträglichkeit die männlichen Strauße trennen zu können.
- 3) Jeder erwachsene männliche Strauß ist mit mindestens einem weiblichen Tier zu halten.

**b. Abmessungen für Ställe und Unterstände**

Altersklassen	Stallflächen		Stallhöhe
	Mindestgröße	je Tier	
1.-8. Lebenswoche	1 m <sup>2</sup>	0,25 m <sup>2</sup>	2 m
6. – 12. Lebenswoche	5 m <sup>2</sup>	0,25 - 1 m <sup>2</sup>	2 m
3. – 6. Lebensmonat	30 m <sup>2</sup>	1 - 2 m <sup>2</sup>	Die lichte Höhe über jeder anrechenbaren Stallfläche muss mind. 50 cm höher sein als der größte eingestellte Strauß, jedoch mind. 3 m
6. – 16. Lebensmonat	30 m <sup>2</sup>	3 - 5 m <sup>2</sup>	
Ab 17. Lebensmonat und Zuchtgruppen <sup>1)</sup>	30 m <sup>2</sup>	5 m <sup>2</sup> <sup>1)</sup>	

Anmerkungen:

1) In der Regel 1 männlicher und 2 – 5 weibliche Tiere.

## Anhang II: Mindestmaße für die Haltung von Emus

(Anonym, 1997)

### a. Flächen für Außengehege

Die nachfolgend aufgeführten Mindestgehegeflächen müssen erhöht werden, wenn es sich im Einzelfall zeigt, dass durch die aufgeführten Gehegeflächen die Grasnarbe in den Gehegen nicht ganzjährig erhalten werden kann.

Altersklasse	Außengehege		
	Mindest- gehegefläche	je Tier	Besondere Anforderungen
bis 12. Lebenswoche	100 m <sup>2</sup>	1 – 10 m <sup>2</sup> <sup>1)</sup>	Ab der 13. Lebenswoche muss im Gehege eine Möglichkeit zum Baden in Wasser eingerichtet sein
13. Lebenswoche – 6. Lebensmonat	500 m <sup>2</sup>	10 – 20 m <sup>2</sup> <sup>1)</sup>	
7. – 16. Lebensmonat <sup>3)</sup>	500 m <sup>2</sup>	50 m <sup>2</sup>	
ab 17. Lebensmonat und erwachsene Tiere  (1-2 Tiere) <sup>3)</sup>	500 m <sup>2</sup> <sup>2) 3)</sup>	100 m <sup>2</sup>	Die schmale Gehegeseite darf 6 m nicht unterschreiten

Anmerkungen:

- 1) Entsprechend dem Alter und der Größe der Tiere ist die Gehegefläche allmählich zu vergrößern.
- 2) Ein weiteres Gehege gleicher Fläche muss als Umtriebs Möglichkeit zur Verfügung stehen.
- 3) Jeder männliche Emu ist mit mindestens einem weiblichen Tier zu halten.

## b. Abmessungen für Ställe und Unterstände

Für Emus genügt in der Regel ein windgeschützter Unterstand, sie müssen jedoch bei Dauerfrost unter  $-10\text{ C}^\circ$  einen Stall oder Unterstand aufsuchen können.

Altersklassen	Stallflächen		Stallhöhe
	Mindestgröße	je Tier	
1. Lebenswoche	1 m <sup>2</sup>	0,25 m <sup>2</sup>	Die lichte Höhe über jeder anrechenbaren Stallfläche muss mind. 2 m betragen
2. – 12. Lebenswoche	5 m <sup>2</sup>	0,5 m <sup>2</sup>	
3. – 6. Lebensmonat	10 m <sup>2</sup>	1 m <sup>2</sup>	
7. – 16. Lebensmonat	20 m <sup>2</sup>	2 m <sup>2</sup>	
17. Lebensmonat - Brutalter	20 m <sup>2</sup>	3 – 4 m <sup>2</sup> <sup>1)</sup>	
Adulte Tiere <sup>2)</sup>	30 m <sup>2</sup>	5 m <sup>2</sup> <sup>2)</sup>	

Anmerkungen:

1) Entsprechend dem Alter und der Größe der Tiere ist die Stallfläche allmählich zu vergrößern.

2) Wird mehr als eine Zuchtgruppe im Stall oder Unterstand gehalten, sind genügend Zusatzflächen, sowie geeignete Rückzugsmöglichkeiten anzubieten. Zudem ist die Möglichkeit für eine Abtrennung der einzelnen Gruppen vorzusehen.

## Anhang III: Mindestmaße für die Haltung von Nandus

(Anonym, 1997)

### a. Flächen für Außengehege

Die nachfolgend aufgeführten Mindestgehegeflächen müssen erhöht werden, wenn es sich im Einzelfall zeigt, dass durch die aufgeführten Gehegeflächen die Grasnarbe in den Gehegen nicht ganzjährig erhalten werden kann.

Altersklasse	Außengehege		
	Mindest-gehegefläche	je Tier	Besondere Anforderungen
bis 12. Lebenswoche	100 m <sup>2</sup>	1 – 10 m <sup>2</sup> <sup>1)</sup>	Ab der 13. Lebenswoche muss im Gehege eine Möglichkeit zum Baden in Wasser eingerichtet sein
13. Lebenswoche – 6. Lebensmonat	500 m <sup>2</sup>	10 – 20 m <sup>2</sup> <sup>1)</sup>	
7. – 16. Lebensmonat <sup>3)</sup>	500 m <sup>2</sup> <sup>2)</sup>	25 m <sup>2</sup>	
ab 17. Lebensmonat und erwachsene Tiere (1-2 Tiere)	500 m <sup>2</sup> <sup>2)</sup>	25 m <sup>2</sup>	Die schmale Gehegeseite darf 6 m nicht unterschreiten

Anmerkungen:

- 1) Entsprechend dem Alter und der Größe der Tiere ist die Gehegefläche allmählich zu vergrößern.
- 2) Ein weiteres Gehege gleicher Fläche muss als Umtriebsmöglichkeit zur Verfügung stehen.

**b. Abmessungen für Ställe und Unterstände**

Altersklassen	Stallflächen		Stallhöhe
	Mindestgröße	je Tier	
1. Lebenswoche	1 m <sup>2</sup>	0,25 m <sup>2</sup> <sup>1)</sup>	Die lichte Höhe über jeder anrechenbaren Stallfläche muss mind. 2 m betragen
2. – 12. Lebenswoche	5 m <sup>2</sup>	0,5 m <sup>2</sup>	
3. – 6. Lebensmonat	10 m <sup>2</sup>	1 m <sup>2</sup>	
7. – 16. Lebensmonat	20 m <sup>2</sup>	2 m <sup>2</sup>	
17. Lebensmonat - Brutalter	20 m <sup>2</sup>	3 m <sup>2</sup> <sup>1)</sup>	Die Stalltorbreite sollen das gleichzeitige Passieren von zwei Tieren ermöglichen
Adulte Tiere <sup>2)</sup>	30 m <sup>2</sup>	3 - 5 m <sup>2</sup> <sup>2)</sup>	

Anmerkungen:

- 1) Entsprechend dem Alter und der Größe der Tiere ist die Stallfläche allmählich zu vergrößern.

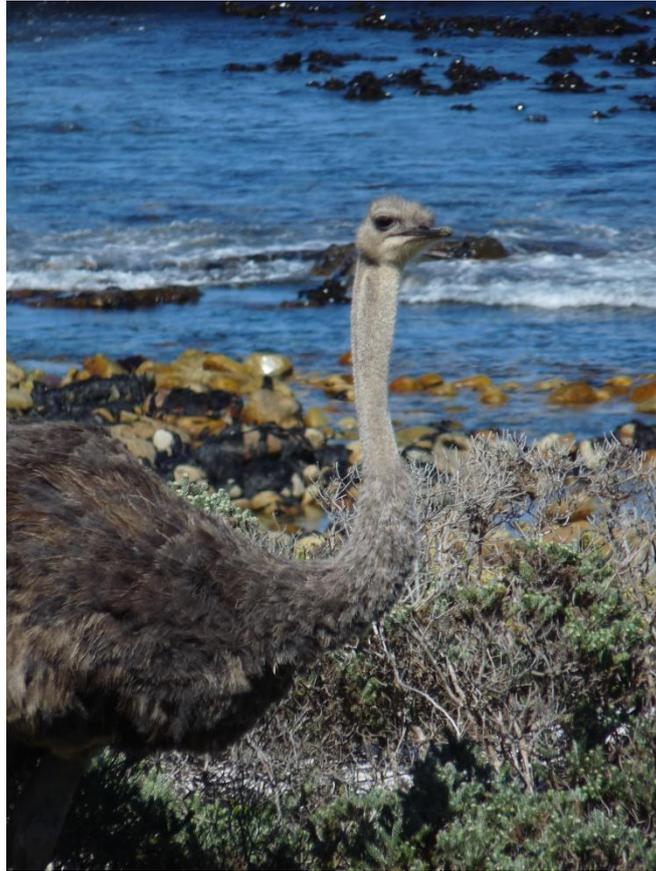
## Anhang V: Bilder



*Abbildung 1: Wildlebende Strauße in Namibia*



*Abbildung 2: Wildlebende Strauße in Namibia außerhalb der Paarungszeit*



*Abbildung 3: Wildlebende Straußenhenne am Cape Hope, Südafrika*



*Abbildung 4: Farmmäßig gehaltene Straußenhenne in Südafrika*



*Abbildung 5: Strauße in einem Tiergarten in Deutschland*



*Abbildung 6: Straußenhahn in einem Tiergarten in Deutschland*



*Abbildung 7: Farmmäßig gehaltener Straußenhahn in Deutschland*



*Abbildung 8: Farmmäßig gehaltene Strauße in Deutschland*



*Abbildung 9: balzende Straußenhenne*



*Abbildung 10: Straußenhahn beim „Kanteling“*



*Abbildung 11: Gelege wildlebender Strauße in Namibia*



*Abbildung 12: Gelege farmmäßig gehaltener Strauße in Deutschland*



Abbildung 13: Lagerung von Straußeneiern



Abbildung 14: Brutschrank



Abbildung 15: Schieren



Abbildung 16: Straußenküken beim Schlupf



*Abbildung 17: Farmmäßig gehaltene Straußenküken in Südafrika*



*Abbildung 18: Kennzeichnung eines Kükens mittels Halsbändchen, Südafrika*



*Abbildung 19: Farmmäßig gehaltene Jungtiere in Südafrika*



*Abbildung 20: Mobilstall für Jungtiere in Deutschland*



*Abbildung 21: Mobilstall für Jungtiere in Deutschland*



*Abbildung 22: Straußenhenne beim Abschreiten der Reviergrenze*



*Abbildung 23: Stall für Schlacht- und Zuchtstraße, Deutschland*

## Anhang VI: Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Wildlebende Strauße in Namibia.....	239
Abbildung 2: Wildlebende Strauße in Namibia außerhalb der Paarungszeit.....	239
Abbildung 3: Wildlebende Straußenhenne am Cape Hope,.....	240
Abbildung 4: Farmmäßig gehaltene Straußenhenne in Südafrika.....	240
Abbildung 5: Strauße in einem Tiergarten in Deutschland.....	241
Abbildung 6: Straußenhahn in einem Tiergarten in Deutschland.....	241
Abbildung 7: Farmmäßig gehaltener Straußenhahn in Deutschland.....	242
Abbildung 8: Farmmäßig gehaltene Strauße in Deutschland.....	242
Abbildung 9: balzende Straußenhenne.....	243
Abbildung 10: Straußenhahn beim „Kanteling“.....	243
Abbildung 11: Gelege wildlebender Strauße in Namibia.....	244
Abbildung 12: Gelege farmmäßig gehaltener Strauße in Deutschland.....	244
Abbildung 13: Lagerung von Straußeneiern.....	245
Abbildung 14: Brutschrank.....	245
Abbildung 15: Schieren.....	245
Abbildung 16: Straußenküken beim Schlupf.....	245
Abbildung 17: Farmmäßig gehaltene Straußenküken in Südafrika.....	246
Abbildung 18: Kennzeichnung eines Kükens mittels Halsbändchen, Südafrika.....	246
Abbildung 19: Farmmäßig gehaltene Jungtiere in Südafrika.....	247
Abbildung 20: Mobilstall für Jungtiere in Deutschland.....	247
Abbildung 21: Mobilstall für Jungtiere in Deutschland.....	248
Abbildung 22: Straußenhenne beim Abschreiten der Reviergrenze.....	248
Abbildung 23: Stall für Schlacht- und Zuchtstrauße, Deutschland.....	248



## Anhang VII: Tabellenverzeichnis

<b>Tabelle 1:</b> Allgemeine Charakteristika der Ratiten .....	9
<b>Tabelle 2:</b> Beziehung zwischen Alter und Gewicht der Straußenküken und der Raumtemperatur, welche in den Aufzuchtteilen vorherrschen sollte.....	116
<b>Tabelle 3:</b> Platzbedarf der Ratiten im Rahmen des Transportes .....	129
<b>Tabelle 4:</b> Übersicht über die Kanülengrößen, welche für die Blutentnahme bei Ratiten genutzt werden .....	136
<b>Tabelle 5:</b> Übersicht über Infektionserreger und deren Nachweis.....	137



## Anhang VIII: Danksagung

Zuerst möchte ich mich besonders bei Herrn Professor Dr. Korbel für die Überlassung dieses interessanten Themas und vor allem für die gute Zusammenarbeit bedanken.

Bedanken möchte ich mich auch bei PD Dr. Monika Rinder. Vielen Dank liebe Monika für deine Unterstützung und motivierenden Worte, die mir auch in schwierigen Zeiten den Glauben an die Fertigstellung dieser Arbeit wieder gegeben haben.

Ein herzliches Danke gilt Frau Dr. Katrin Stein, die mich nicht nur stets gefördert und mich an ihrem Wissen zu allen Themen des Bereiches Wirtschaftsgeflügels hat teilhaben lassen, sondern auch meine Liebe zu den Straußen geweckt hat.

Ein weiterer Dank gilt allen Mitarbeitern der Klinik für Vögel, besonders seien hier Frau Dr. Kristina Moser, Frau Dr. Regina Sigg, Frau Dr. Anne-Kathrin Burmeister und vor allem Frau Dr. Anna Schmitz genannt.

Ein herzliches Danke auch an Martina und Nancy – was wäre ein Tierarzt ohne die Hilfe seiner TFAs und VMTAs. Ihr habt mir stets den Rücken frei gehalten, mich mit all eurem Wissen bei meiner Arbeit unterstützt und mir auch an schwierigen Tagen Momente mit einem Lachen ermöglicht. Ohne euch wäre die Arbeit an der Klinik nicht dieselbe.

Bedanken möchte ich mich auch bei Frau Dr. Andrea Peschel, die mir seit der ersten Stunde an der Klinik nicht nur eine gute Kollegin sondern darüber hinaus auch eine Freundin geworden ist. Deine aufbauenden Worte waren stets eine große Stütze für mich.

Besonders möchte ich mich bei Familie Engelhardt bedanken, nicht nur für die gute Zusammenarbeit im Rahmen der Sachkundeseminare und die Unterstützung bei der Anfertigung dieser Arbeit, sondern vor allem auch für all das Vertrauen und ein stets offenes Ohr, welches sie mir entgegengebracht haben.

Mein weiterer Dank gilt Herrn Dr. Schubert, Herrn Dr. Hörndl, Herrn Adleff und Herrn Dr. Ulrich für die gute Zusammenarbeit und die aufmunternden Worte.

Bedanken möchte ich mich auch bei Herrn Dr. Neubert für die fachliche Unterstützung während der Anfertigung dieser Dissertation.

Vielen Dank an meine Familie und Freunde für die stetige Unterstützung und all das Verständnis, das ihr mir stets entgegengebracht habt.

Mein tiefer, aufrichtiger Dank geht an meine Großeltern für ihren unerschütterlichen Glauben, dass aus mir einmal eine Tierärztin wird – ich wünschte, ihr könntet diesen Tag erleben und hoffe, ihr würdet stolz auf mich sein.

Mein liebevollster Dank gebührt meinen Eltern, ohne die Studium und Dissertation nie möglich gewesen wären. Danke für euren immerwährenden Glauben an mich und diese Arbeit und all die Liebe und Geduld, die ihr mir auf dem langen Weg gegeben habt.

Zu guter Letzt möchte ich mich bei Eric bedanken, nicht nur für seine unendliche Geduld und Mühe, mit denen er das regelmäßige Chaos in der Formatierung dieser Arbeit bezwungen hat, sondern auch für all die vielen Momente, in denen er mich mit viel Zuspruch, Liebe und Verständnis aufgebaut hat.